

Revista del Museo de Historia Natural

ARNALDOA

UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO

ISSN : 1815-8242
TRUJILLO
REPÚBLICA DEL PERÚ

18(1)
Enero - Junio
2011

ARNALDOA
Volumen 18, Número 1
Enero - Junio 2011

ISSN 1815-8242

ARNALDOA es una publicación de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, Perú, editada semestralmente por el Museo de Historia Natural. Es norma de la revista que los artículos que se publican sean juzgados previamente por árbitros que dictaminen sobre sus merecimientos.

ARNALDOA acepta manuscritos originales e inéditos en idioma español o inglés, que deben seguir los lincamientos establecidos en Instrucciones a los Autores, las que aparecen al final de cada volúmen. Se envía en canje con publicaciones similares en botánica, sistemática y evolución, ecología, diversidad biológica y cultural, o temas afines a la historia natural.

ARNALDOA se encuentra indizada en LATINDEX (Sistema Regional de Información en Línea para Revistas Científicas de América Latina, el Caribe, España y Portugal); SciELO (Scientific Electronic Library Online) y PERIODICA (Indice de Revistas Latinoamericanas en Ciencias).

Las opiniones expresadas por los autores son de su exclusiva responsabilidad y no reflejan necesariamente los criterios del Comité Editorial de ARNALDOA

Toda correspondencia relacionada a la **Revista ARNALDOA** deberá ser dirigida a:

Revista ARNALDOA
Museo de Historia Natural
Universidad Privada Antenor Orrego
Casilla Postal 1075
Trujillo - PERÚ Telef: (+051) 044 - 604462
museo@upao.edu.pe

Carátula: Fotografía de Arnaldoa weberbaueri (Asteraceae)
Foto: M. O.
Dillon © Diagramación e impresión: Inversiones Gráfica G y M SAC



Revista del Museo de Historia Natural

ARNALDOA

UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO

El Museo de Historia Natural, es la unidad que conserva, educa, investiga y difunde los conocimientos que generan sus colecciones científicas para impulsar la valoración y comprensión de la diversidad biológica y cultural de nuestro país, a favor del desarrollo de la comunidad.

18(1)

Enero - Junio

2011

ISSN : 1815-8242

TRUJILLO

REPÚBLICA DEL PERÚ

Impreso en Perú
Printed in Peru
Hecho el Depósito Legal en la Biblioteca Nacional del Perú: N° 2006-3879
Registro de la Propiedad Intelectual

Susana Arrázola Rivero
Centro de Diversidad y Genética, Facultad de Ciencias y Tecnología, Universidad Mayor de San Simón, casilla de correo 538, Cochabamba, BOLIVIA. *sarrazola@fcyt.umss.edu.bo*
Maximilian Weigend
Institut für Biologie Systematische Botanik und Pflanzengeographie, Freie Universität Berlin, 14195, Berlin-GERMANY. *weigend@zedat.fu-berlin.de*
Anton Hofreiter
Ludwig-Maximilians-Universität, Department Biologie I, Bereich Biodiversitätsforschung, Abteilung Systematische Botanik, Menzingerstraße 67, D-80638 München, GERMANY. *hofreiter@freenet.de*
Sandra Knapp
Department of Botany, The Natural History Museum, Cromwell Road, London, SW7 5BD,UK. *s.knapp@nhm.ac.uk*
Reynaldo Linares Palomino
Department of Systematic Botany, Albrecht-von-Haller-Institute for Plant Sciences, University of Göttingen, Untere Karspüle 2, 37073-Göttingen, GERMANY.
Eric Rodríguez Rodríguez
Herbarium Truxillense (HUT), Universidad Nacional de Trujillo, Jr. San Martín 392, Trujillo, PERÚ, *efrr@unitru.edu.pe*
Pedro Lezama Asencio
Departamento Académico de Ciencias, Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, PERÚ. *lezama_a@hotmail.com*
Pablo Chuna Mogollón
Departamento Académico de Ciencias, Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, PERÚ. *pchunam@upao.edu.pe*
Jorge Vidal Fernández
Departamento Académico de Ciencias, Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, PERÚ. *jvidalf@upao.edu.pe*
José González Cabeza
Departamento de Ciencias, Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, PERÚ. *gonzalezbiotec@hotmail.com*
Víctor Quipuscoa Silvestre
Herbario HUSA, Universidad Nacional de San Agustín, Av. Daniel A. Carrión s/n, La PampillaArequipa, PERÚ. *vquipuscoas@hotmail.com*
Hamilton Beltrán Santiago
Museo de Historia Natural Javier Prado, Av. Arenales 1256, Jesús María, Lima, Apartado 14-0434, Lima 14, PERU. *wilmersantiago@hotmail.com*
Mario Benavente Palacios
Museo de Historia Natural Javier Prado, Av. Arenales 1256, Jesús María, Lima, Apartado 14-0434, Lima 14, PERÚ. *mjbenaventep@yahoo.com*
Eloy López Medina
Departamento de Fisiologìa Vegetal, Universidad Nacional de Trujillo, Jr. San Martín 392, Trujillo, PERÚ, *elm@unitru.edu.pe*

Revista del Museo de Historia Natural
ARNALDOA
UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO

Volumen 18(1) Enero - Junio, 2011

Contenido / Contents

Pág. **ARTICULOS 0RIGINALES**

07 Floristic Checklist of the Peruvian *Lomas* Formations / *Catálogo florístico de las Lomas peruanas*

MICHAEL O. DILLON, SEGUNDO LEIVA GONZÁLEZ, MARIO ZAPATA CRUZ, PEDRO LEZAMA ASENCIO & VÍCTOR QUIPUSCOA SILVESTRE

33 The flora of Jordan: A Taxonomical revision of Juncaceae / *La Flora de Jordania: Revisión Taxonómica de Juncaceae*

SALEH AL-QURA'N

37 *Bomarea longipes* y *Bomarea spissiflora* (Alstroemeriaceae) dos nuevos registros para la flora de Perú / Bomarea longipes *and* Bomarea spissiflora *(Alstroemeriaceae) two new records for the flora of Peru*

ERIC F. RODRÍGUEZ RODRÍGUEZ, ANTON HOFREITER, JOSÉ R. CAMPOS DE LA CRUZ & DAVID A. NEILL

47 Desarrollo de fruto y semilla en *Solanum argentinum* (Solanaceae) / *Development of fruit and seed in* Solanum argentinum *(Solanaceae)*

VERÓNICA A. SOLIS, VERÓNICA A. CABRERA, NILDA DOTTORI & MARÍA TERESA COSA

57 Vermicompost and farmyard manure effects on biogeochemical performances of *Withania somnifera* / *Efectos del vermicompost y estiercol de granja sobre el rendimiento biogeoquimico de* Withania somnifera

ALOKA KUMARI

63 Crecimiento de *Erythrina edulis* "poroto" en sustratos de suelo enriquecido con estiércol descompuesto en condiciones de invernadero / *Growth of* Erythrina edulis *"bean" in substrates of soil enriched with rotted manure in the greenhouse*

ERWIN PEREYRA, JORGE CASTRO, ROBERTO GUILLÉN, SISY LIMO, CARLOS FLORES, JAIME ESPINOZA, CARLOS. JULCA,JOSÉ CASTILLO & KARINA LEZAMA ESCOBEDO

71 Evaluación fltoquímica y antibacteriana de *Bidens andicola* Kunth "cadillo", *Alternanthera philoxeroides* (C. Mart.) Griseb. "lancetilla" y *Celosia* sp. "pashquete" / *Phytochemical and antibacterial evaluation of* Bidens andicola Kunth *"cadillo"*, Alternanthera philoxeroides *(C. Mart.) Griseb. "lancetilla" and* Celosia *sp. "pashquete"*

MARÍA DEL PILAR RODRÍGUEZ QUEZADA, OSCAR ANDRÉS GAMARRA TORRES & FREDY ROMEL PÉREZ AZAHUANCHE

77 Traditional medicinal plants used in Northern Peru for kidney problems and urinary infections / *Plantas medicinales norperuanas usadas para enfermedades renales e infecciones urinarias*

RAINER W. BUSSMANN & ASHLEY GLENN

95 Reseña histórica de los estudios de la flora en el Virreinato del Perú / *Historical studies of the flora in the Viceroyalty of Peru*

LUIS FELIPE CHANG

Arnaldoa 18(1): 07 - 32, 2011 ISSN: 1815 - 8242

Floristic Checklist of the Peruvian *Lomas* Formations
Catálogo florístico de las *Lomas* peruanas

Michael O. Dillon
Botany Department, The Field Museum, 1400 South Lake Shore Drive, Chicago, IL 60605, USA.
mdillon@fieldmuseum.org

Segundo Leiva González & Mario Zapata Cruz
Museo de Historia Natural, Universidad Privada Antenor Orrego, Casilla Postal 1075, Trujillo, PERÚ.
segundo_leiva@hotmail.com; mzapatac@upao.edu.pe

Pedro Lezama Asencio
Departamento Académico de Ciencias, Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, PERU. *plezamaa@gmail.com*

Victor Quipuscoa Silvestre
Departamento Académico de Biología, Universidad Nacional de San Agustín, Arequipa, PERU.
vquipuscoas@hotmail.com

Abstract

A floristic checklist of the Peruvian *lomas* formations is presented consisting of one Gnetophyta (gymnosperm); 14 families, 68 genera, and 145 species of Liliopsida (monocotyledons); and 68 families, 316 genera, and 701 species of Magnoliopsida (dicotyledons) for a grand total of 83 families, 385 genera, and 847 species. The checklist is but a snapshot of this flora; our sources of records includes many years of field collecting, recording *lomas* plants herbaria in Peru, the United States and Europe. Records are supported with vouchers, of which, the majority are accessible via a searchable database and associated with digitized herbarium images. A brief description of the Peruvian *lomas* formations, a review of historical collecting efforts, and a discussion of factors influencing *lomas* dynamics are presented. Locality maps and a listing of *lomas* formations with approximate coordinates are provided.

Key words: Peru, checklist, *lomas* formation.

Resumen

Se presenta un catálogo floristico de las *lomas* costeras del Perú que consiste de una Gnetophyta (gimnosperma); 14 familias, 68 generos y 145 especies de Liliopsida (monocotiledoneas); y 68 familias, 316 generos y 701 especies de Magnoliopsida (dicotiledoneas), haciendo un total de 83 familias, 385 generos y 847 especies. El catálogo constituye un consolidado de la flora lomal; cuyas fuentes de registros incluyen muchos años de recoleccion de muestras en el campo, asi como consultas en herbarios de Perú, Estados Unidos y Europa. Los registros estan respaldados por colecciones de herbario, de las cuales, la mayoría son accesibles via bases de datos y asociadas con imagenes de herbario digitalizadas. Se presenta tambien una breve descripcion de las *Lomas* peruanas, una revision histórica de los esfuerzos de recolección, y una discusion de los factores que influyen en la dinámica *lomal*. Asi mismo se proporcionan mapas de localidades y una lista de formaciones de *lomas* con coordenadas aproximadas.

Palabras clave: Perú, catálogo, formación *lomal*.

Introduction

For nearly 3500 km along the western coast of South America [5°-30°S latitude], the Peruvian and Atacama deserts form a continuous, hyper-arid belt, broken only by occasional rivers valleys from the Andean Cordillera. Native vegetation of the deserts consists of over 1200 species, many highly endemic and largely restricted to the fog-zone locations or *lomas* formations ("small hills"). The floristic communities of the *lomas* formations essentially function as terrestrial islands separated by hype-arid habitat where virtually no plants exist. In Peru, no fewer than 50 localities have been recognized as unique assemblages, although some are now completely destroyed due to the actions

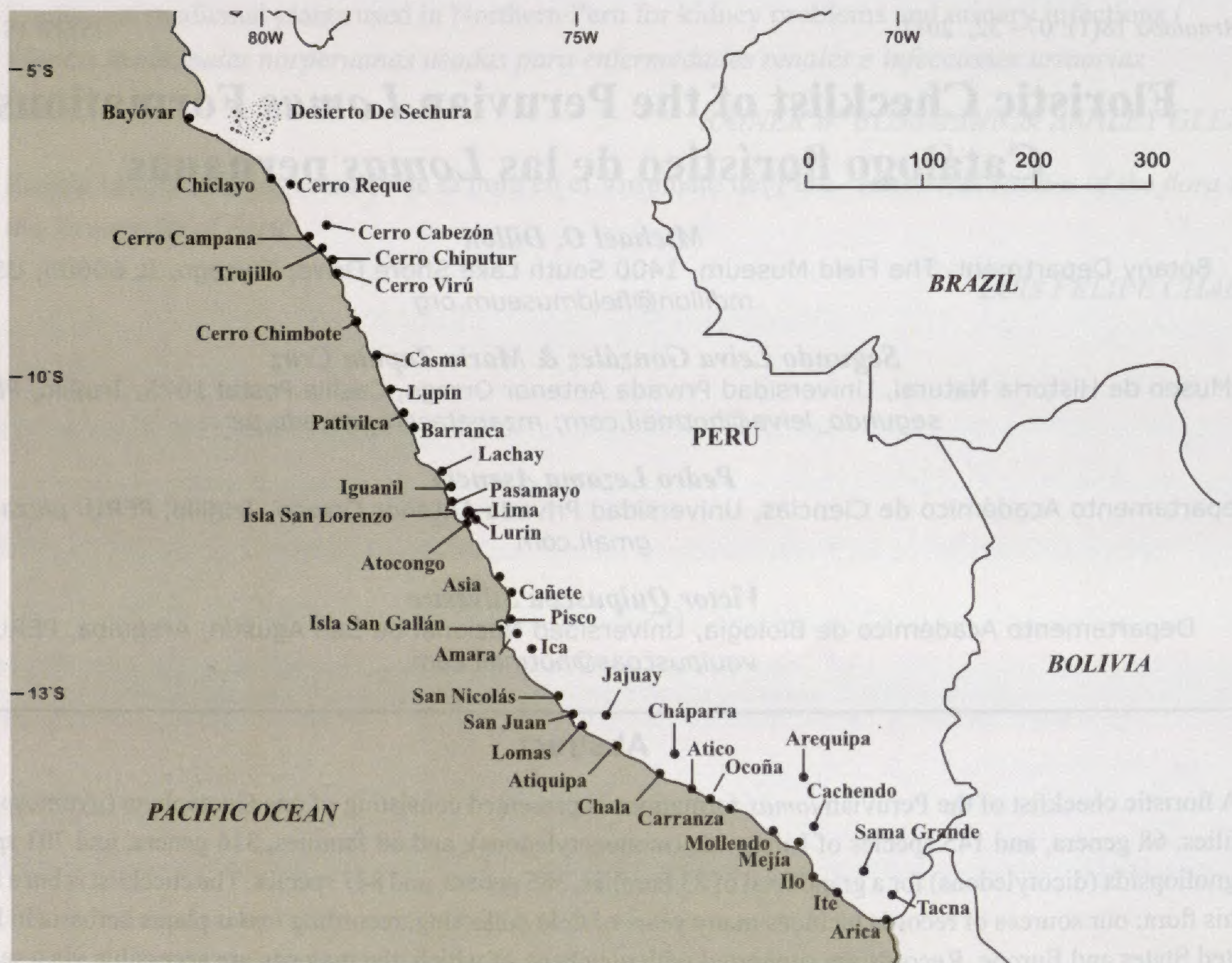


Fig.1. Localities of coastal *Lomas* Formations in Peru. (Adapted from Dillon 1997)

of expanding human populations. The plants within the *lomas* formations have diverse origins including amphitropic disjuncts, semi-arid Ecuadorian and central Chilean species, montane Andean disjuncts, and many *lomas* endemics.

The phytogeography and ecology of the deserts of western South America have been reviewed in detail (Rundel *et al.* 1991; 2007). While the desert is continuous from Peru to Chile, the topography, climate, and vegetation of each desert is distinct. Aridity is controlled by three climatic anomalies. The first, an abrupt climatic transition both to the north and south resulting in a poorly developed steppe climate along the margins; second, brief periods of heavy rainfall and relatively high temperatures associated with rare, but recurrent, El Niño events (see Dillon 1985, Dillon & Rundel 1990) occasionally affect parts of the desert, bringing wet tropical conditions; and the third, the remarkable temperature homogeneity along the entire latitudinal extent of the deserts. This pattern of temperature stability results from the influence of cool, sea-surface temperatures associated with the south to north flow of the Humboldt or Peruvian Current. Also important is the influence of strong atmospheric subsidence associated with a positionally stable, subtropical anticyclone. The result is a mild, uniform coastal climate with the regular formation of thick stratus cloud banks below 1000 m during the winter months. Where coastal topography is low and flat, this stratus layer dissipates inland with little biological impact, but where isolated mountains or steep coastal slopes intercept the clouds, a fog-zone develops with a stratus layer concentrated against the hillsides. These fogs, termed "*garúa*" are the key to the extent and diversity of vegetation throughout the deserts of the western coast. While the extent of the Peruvian desert actually covers nearly 1600 kms in coastline, the area covered by vegetation, even during exceptional years is less than 5,000 sq. km.

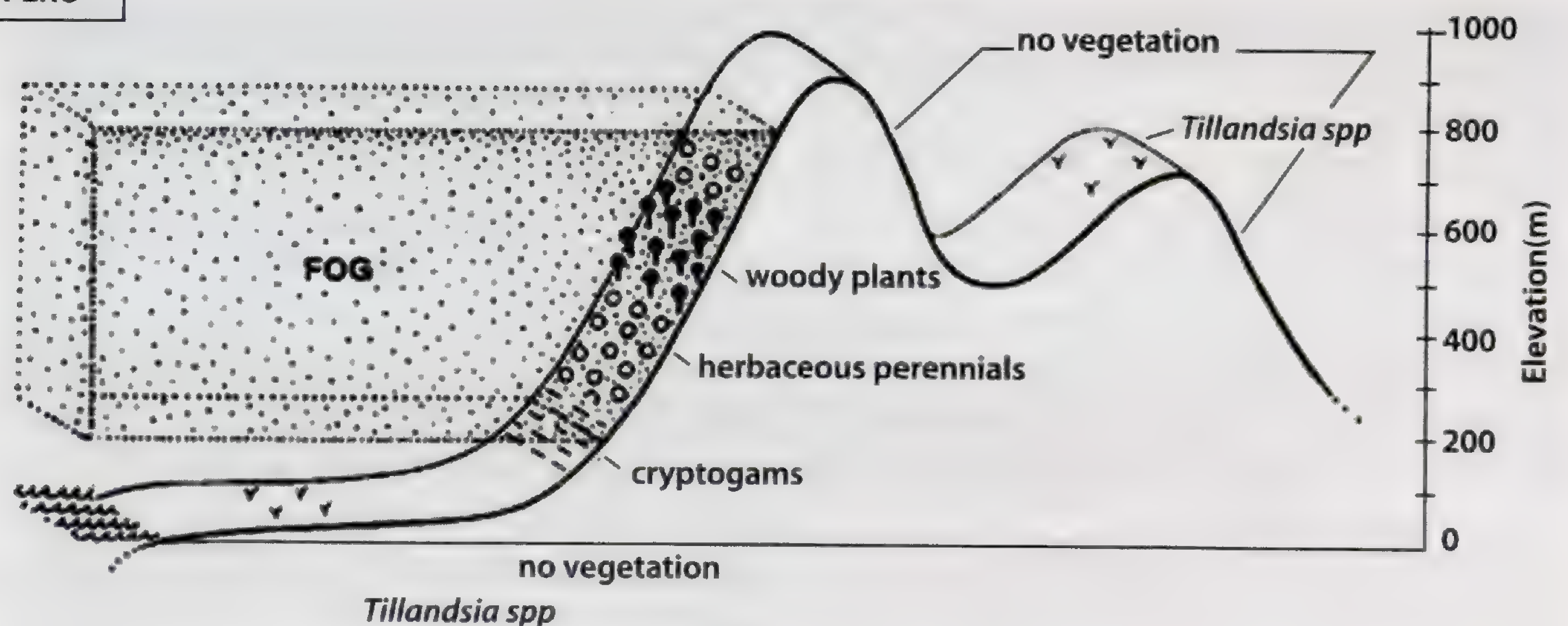


Fig. 2. Diagram illustrating interaction of fog and vegetation in the *Lomas* Formations. (Adapted from Rundel *et al.* 1991)

The *lomas* formations are a clearly delimited ecosystem, unique within the context of South American ecology and floristic composition. Without recurrent El Niño events, those plants that truly needed the recurrent El Niño resources would surely disappear over time. Those that do not need recurrent El Niños for their existence would likely continue to exist, but perhaps at lower populations levels and reduced ranges. Data or observations concerning direct El Niño effects is lacking for most of the coast. El Niño events could also have been active throughout the Pleistocene (+/- 1.8 million years ago).

In addition to El Niño phenomenon, longer-term climatic changes have been associated with glacial cycles (13,000--200,000 year cycles); and there have been at least 20 glacial cycles during the Pleistocene, each of approximately 200,000 years. The formation of glaciers on mountains and poles has caused sea levels to fluctuate dramatically. Estimates of sea level fluctuation range between 400—750 ft (120--230 m) and this lowering would have significantly changed the position of the seashore 18,000 years ago, in relation to that today. This drop would have exposed a considerable area of the continental shelf and displaced *lomas* formations, especially between 5° to 15° S latitude. Glacial cycles would also have had a profound influence on the flora and fauna of the coastal deserts by providing geographic isolation at certain times, and at other times, opportunities for merging species, thereby allowing for gene exchange. Paradoxically, this would have also allowed for fragmenting populations, shifting their ranges in relation to the near-ocean environments, adapting to changing conditions *in situ*, or undergoing range reductions and extinction.

The distribution patterns of *lomas* species can be roughly grouped into broad distributional categories, including (1) pan-tropical or weedy species, (2) long-distance disjunctions from the Sonora Desert or Baja California, (3) species disjunct from the adjacent Andean Cordillera, and (4) plants restricted to the coastal deserts, sometimes in a single locally. Further, the composition of the desert flora may be divided into two broad categories, taxa that are known - "*desert dwellers*"- meaning that they or their near relatives are members of desert communities of North America (Mojave, Sonoran, or Chihuahua Deserts) or semi-arid environments in central South America (i.e., Monte of Argentina). Typical desert dwellers would be Cactaceae or Boraginaceae, among others. These plants have morphological or anatomical adaptations associated with desert existence. -- *They belong in deserts*". Another group would be the -- *non-desert dwellers*" meaning plants that have little in the way of morphological or anatomical adaptations to support their existence in the deserts. Rather, since they are often annuals or short-lived perennials, they flourish

in the deserts when conditions permit, i.e., during high precipitation episodes when water is not a limiting factor. If they have observable adaptive traits, they may well be in the area of enhanced physiological or water use capabilities. They make the most with the available water and may have accelerated maturation patterns. Some weedy species, especially European weeds, find their way into the *lomas* formations, often through the activities of man, these plants usually do not persist, rather they are out-competed rather quickly and go extinct.

Information on breeding patterns, genetic diversity, and speciation patterns in *lomas* plants is largely lacking. The search continues for evolutionary forces or processes responsible for shaping the flora found in the driest place on Earth, western coast of South America. Scientists are just beginning to appreciate the impact of El Niño (ENSO) events upon biological communities; therefore, it is not surprising that little has been written about the evolutionary effects of the phenomenon. The importance of El Niño events on marine communities has been observed with the disruption of the food-chain for marine organisms, most notable marine mammals and birds (Vermeij 1990). The effects of El Niño an event upon terrestrial communities is not as well documented (Dillon & Rundel 1990). In discussing the ecological impacts of El Niño in the eastern Pacific, Vermeij (1990) listed four attributes to be considered in mass extinction events: 1) the variability of ENSO from the norm, 2) frequency of occurrences, 3) severity as regards levels of extinction, and 4) geographic extent. Possible consequences to be considered are: 1) shifts in selection pressures with changing backgrounds, 2) extinction of populations, 3) splitting of populations (vicariance), and 3) founder effects in speciation events (long-distance dispersal).

The *lomas* formations have acted as an important source of fresh water, food, and construction materials for early coastal natives (Beresford-Jones, 2004; Lanning, 1965). The presence of vegetation, often forageable, would have attracted the native camelids, for example, guanaco, and deer, both of which were game for early man. Supplies of seeds and insects would have made *lomas* sites havens for native bird species. The native flora does contain some edible fruits, for example, *Jaltomata* and *Solanum* (~*Lycopersicon*) both members of the Solanaceae family that have tomato-like, edible berries. Edible roots from diverse plant families might also have provided some nourishment which could have been utilized periodically, for example, *Argylia radiata* (Bignoniaceae), *Begonia octopetala* (Begoniaceae), *Oxalis dombeii* (Oxalidaceae), *Solanum montanum* (Solanaceae) and *Tropaeolum peltophorum* (Tropaeolaceae). Agriculture may also have been practiced at some locations, especially during exceptional years associated with El Niño events. Today, crops are cultivated in the *lomas* formations when opportunities are provided by increased available moisture. Corn was planted at Cerro Cabezón in northern Peru during an El Niño event in March 1998, and both corn and wheat were cultivated in the *lomas* between Moquegua and Tacna in 1983.

The influence of man on the *lomas* formations, especially over the last 1500 years, should not be underestimated. Many native woody species have been severely depleted for firewood and construction.

It may be assumed that native tree species, such as *Caesalpinia spinosa* (tara), *Carica candicans* (mito), or *Myrcianthes ferreyrae* had wider distributions and larger populations prior to the arrival of man. The removal of woody vegetation most certainly would have changed the extent of herbaceous plants a profound effect on the current composition. Movement of livestock between the interior and coast has led to the introduction of many Andean weeds. Historical introduction of alien or exotic species, such as Australian trees (*Eucalyptus* and *Casuarina*), has changed the character of the landscape. Perhaps the worst plague that man as set upon the *lomas* formations since the arrival of Europeans are herbivores such as goats, which are very destructive in the native communities. Historically, wet coastal conditions associated with El Niño have resulted in dry condition in the adjacent high sierra. For that reason, there is a history of large cattle and livestock "drives" down to the coast. They transport drinkable water and graze their livestock for several months, until the *lomas*



Fig. 3. A. *Lomas* Formation at Cerro Reque, Department of Lambayeque. Vegetation is confined to the upper portion of the mountain (500 m); B. Cerro Cabezón, Department of La Libertad, was in 1998 at the peak of the El Niño effects

formations dried up.

The stories of how each taxon reached the *lomas* formations are, to some extent, "independent" events. They have a wide number of sources and they have reacted to long- and short- term "processes" as independent lineages, not necessarily a community response. As mentioned previously, El Niño is likely important for long-term maintenance of seed banks, but morphological and physiological characteristics of the phenotype will be necessary for all those years when it is only fog that provides moisture. If you consider sea level lowering events as opportunities for mass extinction or major displacement at least, then the most disruption was to have been above 15° South Latitude. There the amount of space between the small coastal mountains were the *lomas* now exist would have been several more kms and certainly they would have been out of the original fog belt. These events not only eliminated some "arid" elements, but it also allowed for the establishment of typical sierra species which are now isolated at the upper portions of the *lomas* peaks, typically above 600 m. This effect is most pronounced in the north and that is why Cerro Cabezón, Cerro Campaña, etc. These sites have higher proportions of adjacent Andean taxa. In Arequipa, Moquegua and Tacna, the *lomas* formations are not confined to small mountains, rather the cover wider, more extensive areas comprising many hectares. It is clear that every *lomas* formation is unique in its topology, size, and species composition. *Lomas* formations are classic examples of islands with floras consisting of disharmonious associations.

Antecedents

The arid coasts of Peru and Chile were initially explored by the Spanish in the 1500s and the first records of the description of plants in the Lima area are in 1568 by Spanish soldier, Pedro de Osma. In the early 1700s, the coast was visited by passing ships and often naturalists visited for the purpose of making scientific collections and observation. Louis Éconches Feuillée (b.1660-d.1732) was a French priest and student of J. D. Cassini. He spent nine months botanizing in Peru in 1710, collecting in the coastal region of Ilo and is credited as the first botanist to scientifically study the flora of Peru. Hipólito Ruiz López (b.1754-d.1815, José Antonio Pavón (b.1754-d.1844), Joseph Dombey (b.1742-d.1794) and Juan José Tafalla Navascués (b.1755, d. 1811) were members of collecting team sent to South America by the King Carlos III of Spain with the Expedición del Perú, y de la Real Academia Médica de Madrid. They spent a total of ten years in what is modern day Peru and Chile and their efforts resulted in 2264 drawings and approximately 3000 species descriptions, of which no fewer than 64 are found within the *lomas* formations (Ruiz & Pavón, 1799; Steele, 1982).

In the 1800s, Franz Julius Ferdinand Meyen (b.1804-1840) collected along coastal Peru 1830-1832, and Charles Gaudichaud-Beaupré (b.1789-d.1854) visited coastal Peru twice, first in 1830-32 and again in 1836-37, collecting and describing desert vegetation. But, the entire Peruvian coastal desert did not become botanically well-known until Antonio Raimondi (b.1824-d.1890) visited several *lomas* formations, north and south of Lima in 1863 and 1868 (Raimondi, 1929). Agusto Weberbauer (b.1871- d.1948) arrived in Peru in 1901 and began his extensive botanical explorations with collections in the *lomas* formations on the hills surroundings of Lima (see Weberbauer 1945). Today those localities are destroyed by human occupation.

Weberbauer (1939) was the first botanist to actually comment on the complex distribution of plant species within the *lomas* and offer causal mechanisms. Further, he commented on the endemic distribution of *Nolana* (Solanaceae) and *Palaua* (Malvaceae) in southern Peru and northern Chile; he speculated on connections between coastal Peru and the Galápagos Islands; and made the connection between Peru and the Argentine Andes (e.g., *Bulnesia retama* - Zygophyllaceae).

In 1921 and 1922, J. Francis MacBride (b. 1892 - d. 1976) made about 125 collections of *lomas* plants, primarily in the areas around Lima which included San Gerónimo, Lurín, Chorrillos and Lurigancho. These sites have largely been overrun with houses and human expansion.



Fig. 4. A. *Lomas* formations at Pachacamac, Department of Lima; B. *Lomas* Formations near Arequipa, Department of Arequipa. Fog clouds or "garua" can be seen laying on hillsides in the morning.

In the strong El Niño year of 1925, both Francis W. Pennell (b.1886-d.1962) and Ivan Murray Johnston (b.1898-d.1960) collected in the *lomas* formations of southern Peru. Erich Werdermann (b.1892-d.1959), a botanist with the Berlin Dahlm Botanical Museum, also collected in southern Peru in 1925. An amateur botanist from England, Dora B. Stafford, made a series of collections from departments in southern Peru between 1932 and 1937 (cf. Stafford, 1939). Her efforts yielded many collections from the *lomas* formations, especially in the Mollendo area. T. Harper Goodspeed (b.1887-d.1966), from the University of California at Berkeley, initiated a series of expeditions to Peru. Goodspeed (1961) published an account of the expeditions in his book, Plant Hunters in the Andes. During a strong El Niño year of 1942, he visited the *Lomas* of Lachay and Lurín with Weberbauer and described the *lomas* formations as -- "*Meadows on the Desert*". Additional collectors in his group included A. A. Beetle (b.1913-d.2003), H. E. Stork (b. 1890-d.1959), O. B. Horton, C. R. Worth (b.1903), J. L. Morrison (b.1911), R. D. Metcalf, P. C. Hutchison (b.1924-d.1997), J. West (b.1886-d.1939), and J. K. Wright.

Ramón Ferreyra Huerta (b.1910-d.2005) was a student of Weberbauer and published the first systematic compilation of plants found within the *lomas* formations (Ferreyra, 1953, 1961). Nicolás Angulo Espino (1888-1969), Arnaldo López Miranda (b.1922-d.2010) and Abundio Sagástegui Alva all have collected within the *lomas* formations of Peru. The latter collector made extensive collections on Cerro Campana and surrounding areas, during the strong El Niño years of 1982-83. Those collections provided the basis for an inventory of the regions *lomas* formations (Sagástegui *et al.*, 1988). Mikio Ono, of the Tokyo Metropolitan University, Japan, directed a series of expeditions to coastal Peru and Chile in the 1980's. He and his colleagues conducted a wide variety of investigations within the *lomas* formations, including counting chromosomes of *lomas* species, calculating biomass, and documenting seed banks (Ohga 1986, 1991, 1992; Oka & Ogawa 1984; Ono 1982, 1986).

Beginning in the strong El Niño year of 1983, M.O. Dillon began collecting within the *lomas* formations which culminated in several thousands of accessions and a series of papers describing the vegetation of coastal Peru and Chile (see Dillon 1985, 1989, 1997, 2005; Dillon

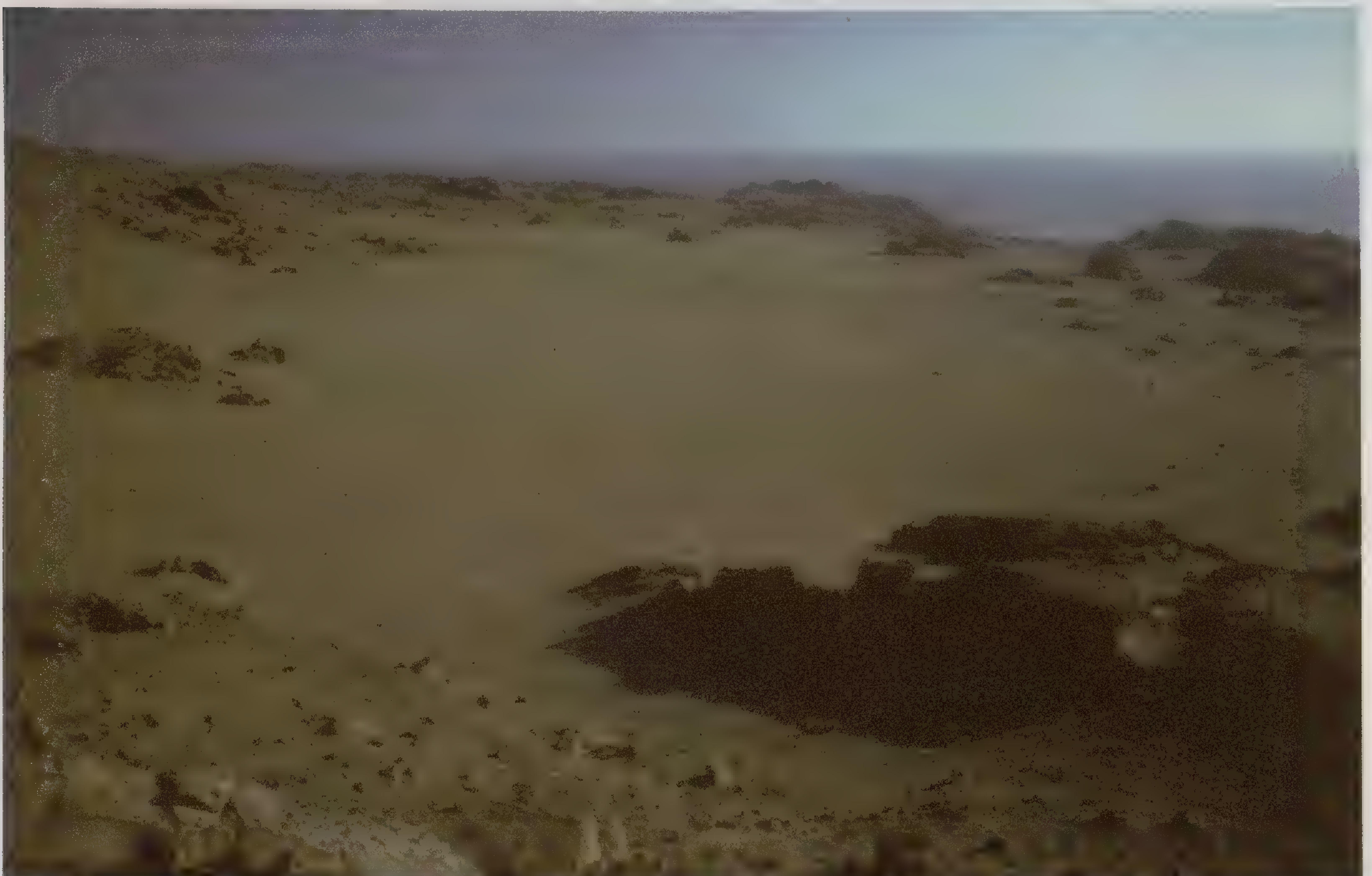


Fig. 5. *Lomas* formation near Atiquipa, Department of Arequipa.

& Rundel, 1990; Rundel *et al.* 1991, 2007). A floristic database covering the entire area is available (see Dillon 1994). Collecting expeditions were conducted during and after strong El Niño years of 1983/84, 1997/98, 1987/88, and 2002/03. These efforts have yielded several taxa new to science (Dillon *et al.* 2007, Elisens 1992; Gómez-Sosa 1986; Krapovickas 1996; Robinson & Moore 2004).

Several studies have contributed to the general knowledge and description of the Peruvian Desert and *lomas* formations (e.g., Dillon 1997; Ferreyra 1953, 1961, 1983; Leiva *et al.* 2008; Rundel *et al.* 1996, 2007), and some have addressed biogeographic questions from the point of view of its flora (Galán de Mera *et al.* 1997; Lezama & Dillon (in prep.); Masuzawa 1986, Rundel & Dillon 1998; Dillon 2005; Pinto & Luebert 2009). Other authors have studies the community ecology and productivity of regional formations (cf. Jiménez *et al.* 1998, 2004; Péfaur, 1982). A few studies have approached biogeographical questions involving plants of the *lomas* formation from an explicit phylogenetic framework (Dillon *et al.* 2009; Gengler-Nowak 2002, Huertas *et al.*, 2007; Luebert & Wen 2008; Moore & Jansen 2006; Simpson *et al.* 2005).

Overall Diversity

Lomas communities, like any other plant formation, are not static; rather their composition is in constant change while some species are constant, others come and go with each season. During and after strong El Niño events, rare species are recorded that may not be encountered in intervening years. The listing of plants we present is a long-term compilation drawn from years of observation and herbarium study. Current estimates for the total number of species represented within the Peruvian *lomas* formations consists of 83 families, 385 genera, and ca. 850 species.

Table 1. Families represented within the *Lomas* Formations of Peru with high diversity at the generic or species level.

Families	Genera
Bromeliaceae	[3 genera, 14 spp], *Tillandsia* 12 spp
Poaceae	[38 genera, 84 spp], *Eragrostis* 10 spp, *Paspalum* 9 spp
Asteraceae	[44 genera, 78 spp], *Ophyrosporus* 7 spp, *Senecio* 10 spp.
Boraginaceae	[7 genera, 27 spp.], *Heliotropium* 7 spp, *Tiquilia* 9 spp.
Brassicaceae	[11 genera, 26 spp].
Cactaceae	[19 genera, 31 spp], *Neoporteria* 6 spp
Fabaceae	[31 genera, 64 spp].
Malvaceae	[21 genera, 52 spp], *Palaua* 12 spp
Solanaceae	[16 genera, 91 spp], *Nolana* 38+ spp, *Solanum* 20 spp.
Calceolariaceae	*Calceolaria* 8 spp
Cyperaceae	[3 genera, 12 spp.], *Cyperus* 9 spp
Amaranthaceae	[8 genera, 24 spp.], *Alternanthera* 9 spp
Oxalidaceae	*Oxalis* 9 spp
Piperaceae	*Peperomia* 8 spp
Aizoaceae	[2 genera, 8 spp.], *Tetragonia* 7 spp
Convolvulaceae	[8 genera, 22 spp.], *Ipomoea* 9 spp.
Santalaceae	*Quinchamalium* 7 spp

Acknowledgements

We wish to thank the Curators and Collection Managers at all herbaria visited, including but not restricted to: B, BM, CGE, CONC, CUZ, F, FI, GH, HAO, HUSA, HUT, K, M, MA, MAK, MO, NY, SGO, UC, US, and USM. The collection of specimen label data was supported, in part, by grants to MOD from the National Science Foundation DEB 0415573, DEB 9801297, BSR 8513205, and National

Geographic Society. The professional staff at the Field Museum's Botany Department is acknowledged for their support over the last 30 years, and includes Christine Niezgoda, Lucia Kawasaki, Susan Hamnik, Anna Balla, Arlene Sison, Krysta Duran, Mary Gustafson, Joanna McCaffrey, Walt Reisling, and Northwestern University intern, Elizabeth Allen. We thank Darlene Dowdy-Pritchett for the excellent job of mounting all the F material collected during many field seasons. Mark Alvey, Botany Department Operational Manager, is acknowledged for bridging bureaucratic support and funding documentation. Eduardo & Tina Martell are thanked for logistical and transportation support during several expeditions. Diane O'Donnell Dillon is acknowledged for her help during the 1983 field season gathering vouchers and pollinators. The following individuals have helped in various aspects of our studies: Paul Zahnle, Alberto Benavides Ganoza, Marucha Benavides de Tschudi, Mauricio de Romaña, Eduardo Mejia Pinto, Edgardo Ortiz Valencia, Jun Wen, Fred Barrie, Tom Duncan, Federico Luebert, Oliver Whalley, Mikio Ono, Miyuki Nakazawa Fujita, Isidoro Sánchez Vega, José Santisteban Castillo, Camilo Díaz Santisteban, Elida Carrillo Fuentes, Magda Chanco Estela, Ramón Ferreyra Huerta (†), Eloy López, Laura Cáceres, Massiel Corrales, Gina Castillo, Daniel Ramos, Marco Cueva, Károl Durand, Nathalie Castro, Juan Gonzales, Eric Rodriguez Rodriguez, Abundio Sagástegui Alva (†), and the Women's Board "Field Dreams" gift program. SLG wishes to thank UPAO for permission conduct field studies and for continuing support for *Arnaldoa*. VQS wishes to thank the Departamento de Biología, UNSA for permission to conduct field studies and the student members of DIBIOS (*Grupo de Investigación de la Diversidad Biológica del Sur*) for their field and herbarium work. We also wish to acknowledge and thank the Biodiversity Heritage Library and the Missouri Botanical Garden for providing digital access to Ruiz & Pavón's *Flora Peruviana et Chilensis* (www.biodiversitylibrary.org). Last, but certainly not least, we thank the many taxonomic experts that provided determinations over the last few decades. Dozens of scientists have helped with identifications, but Nancy Hensold deserves a special



Fig. 6. *Lomas* formations near the Lagunas de Mejia in 1983, Department of Arequipa.

mention for her efforts at identifing and annotating collections. The authors accept any and all errors, omissions, or misapplication of names in the list.

Literature cited

Anderson, E. F. 2001 . The cactus family. Timber Press, Portland, Oregon, USA.

Barthlott , W. , and D. R. Hunt. 1993 . Cactaceae. *In* K. Kubitzki [ed.], The families and genera of vascular plants. Springer-Verlag, New York, New York, USA.

Beresford-Jones, D.G. 2004. Chapter 3. The Genus *Prosopis* on the South Coast. Pp. 45-120. *In:* Pre- Hispanic *Prosopis*-Human Relationships on the South Coast of Peru: Riparian Forests in the Context of Environmental and Cultural Trajectories of the Lower Ica Valley. PhD Dissertation, Magdalene College, University of Cambridge, UK.

Brako, L. & J. L. Zarucchi. 1993. Catalogue of the flowering plants & gymnosperms of Peru. (Monographs in Systematic Botany Vol. 45.) Missouri Botanical Garden, St. Louis, MO. 1286 pp.

Dillon, M. O. 1985. The Botanical Response of the Andean Desert Lomas Formations to the 1982-83 El Niño Event. Abstract Amer. J.Bot. 72: 950.

Dillon, M. O. 1989. Origins and diversity of the lomas formations in the Atacama and Peruvian Deserts of western South America. Abstract Amer. J. Bot. 76 (6): 950. 212.

Dillon, M. O. 1994. Andean Botanical Information System/Sistema de Información Botánica Andina. URL:http://www.sacha.org/, accessed 18 November 2010.

Dillon, M.O. 1997. Lomas Formations-Peru, pp. 519-527. *In:* S. D Davis, V. H. Heywood, O. Herrera- McBryde, J. Villa-Lobos and A. C. Hamilton (eds.), Centres of Plant Diversity, A Guide and Strategy for their Conservation. WWF, Information Press, Oxford, U.K.

Dillon, M.O. 2005. Solanaceae of the Lomas formations of Coastal Peru and Chile. Pp. 131-155 *In*: Hollowell, V., Keating, T., Lewis, W. & Croat, T. (eds.), *A Festschrift for William G. D'Arcy: The Legacy of a Taxonomist*. Monogr. Syst. Bot. Ann. Missouri Bot. Gard. 104.

Dillon, M. O. 2011. Flora of the Lomas Formations. URL:http://emuweb.fieldmuseum.org/botany/search_lomas.php, accessed 1 Jan 2011.

Dillon, M.O. & P. W. Rundel. 1990. The botanical response of the Atacama and Peruvian Desert Flora to the 1982-83 El Niño event. Pp. 487-504. *In:* P. W. Glynn (ed.), Global Ecological Consequences of the 1982-83 El Niño- Southern Oscillation, Elsevier Science Publishers, New York.

Dillon, M.O. , S. Leiva, & V. Quipuscoa. 2007. Five new species of *Nolana* (Solanaceae-Nolaneae) from Peru and notes on the classification for additional taxa. Arnaldoa 14: 171-190.

Dillon, M.O., T. Tu, A. Soejima, T. Yi, Z. Nie, A. Tye, & J. Wen. 2007. Phylogeny of *Nolana* (Nolaneae, Solanoideae, Solanaceae) as inferred from granule-bound starch synthase I (GBSSI) sequences. Taxon 56: 1000-1012.

Dillon, M.O., T. Tu, L. Xie, V. Quipuscoa S., & J. Wen. 2009. Biogeographic diversification in *Nolana* (Solanaceae), a ubiquitous member of the Atacama and Peruvian Deserts along the western coast of South America. Journal of Systematics & Evolution, 47(5): 457-476.

Duncan, T. & M.O. Dillon. 1991. Numerical analysis of the floristic relationships of the lomas of Peru and Chile. Abstr. Abstract Amer. J. Bot. 78: 183.

Elisens, W.J. 1992. Genetic divergence in *Galvezia* (Scrophulariaceae): evolutionary and biogeographic relationships among South American and Galápagos species. American Journal of Botany 79:198-206

Ferreyra, R. 1953. Comunidades vegetales de algunas lomas costaneras del Perú. Estac. Exp. Agricola La Molina, Bol. 53: 1-88.

Ferreyra, R. 1961. Las Lomas Costaneras del extremo sur del Perú. Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica, 9:87-120.

Ferreyra, R. 1983. Los tipos de vegetación de la costa peruana. Anales Jard. Bot. Madrid 40(1): 241-256.

Fryxell, P. A. 1996. *Fuertesimalva*, a new genus of neotropical Malvaceae. Sida 17(1): 69–76.

Galán de Mera, A., J.A. Vicente-Orellana, J.A. Lucas García & A. Probanza Lobo. 1997. Phytogeographical sectoring of the Peruvian coast. Global Ecol. Biogeogr. Lett. 6: 349-367. Gengler-Nowak, K. M. 2002. Reconstruction of the biogeographical history of Malesherbiaceae. Botanical Review 68(1): 171–188.

Gómez-Sosa, E. 1986. *Astragalus neobarnebyanus* (Leguminosae): A New Species from Peru. Brittonia 38(4): 427- 429.

Goodspeed, T.H. 1961 [1941]. Plant Hunting In The Andes. Berkeley: University of California Press, 429 pp.

Huertas, M. L., J. V. Schneider, & G. Zizka. 2007. Phylogenetic Analysis of *Palaua* (Malveae, Malvaceae) based on Plastid and Nuclear Sequences. Sys. Bot. 32: 157-165

Hunt , D. , N. P. Taylor , & G. Charles. 2006 . The new cactus lexicon. dh Books, Milborne Port, UK.

Jiménez, P., F. Villasante, C. Talavera, L. Villegas, E. Huaman, & A. Ortega. 1998. Southern Peru Loma's Flora. Pp. 409-411. *In*: Schemenauer, R. (ed). Proceedings of the First International Conference on Fog and Fog Collection, 19-24 July 1998, Vancouver, Canada. pp. 492.

Jiménez, P.M., C. Talavera, L. Villegas, F. Villasante, A. Ortega, & M. Jiménez. 2004. BI035. Atiquipa: Isla de Biodiversidad en el Desierto Costero Perúano. II Congreso Internacional de Científicos Peruanos, Lima. Abstract p. 42.

Krapovickas, A. 1996. Sinopsis del género *Gaya* (Malvaceae). Bonplandia 9(1-2): 57-88.

Lanning, E. P. 1965. Early Man in Peru. Scientific American, 213: 68-76.

León B., A. Cano, & K. R. Young. 2002. Los helechos de las lomas costeras del Perú / Ferns of the fog vegetation of coastal Peru. Arnaldoa 9(2): 7-41.

Leiva-G.,S., M. Zapata C., G. Gayoso B., P. Lezama A., V. Quipuscoa S., & M.O. Dillon. 2008. Diversidad florística de la Loma Mongón, Provincia Casma, Departamento Ancash, Perú - Floristic diversity of Loma Mongon, Casma Province, Ancash Department, Peru. Arnaldoa 15(1): 45-62.

Lezama-A, P. & M.O. Dillon. 2011. Numerical Analysis of the Peruvian Lomas Formations. Arnaldoa: In Press.

Luebert, F. & J. Wen. 2008. Phylogenetic Analysis and Evolutionary Diversification of *Heliotropium* Sect. *Cochranea* (Heliotropiaceae) in the Atacama Desert. Systematic Botany 33: 390–402.

Masuzawa, T. 1986. Structure of *Tillandsia* lomas community in Peru coast. In: Taxonomic and ecological studies on the lomas vegetation in the Pacific coast of Peru, 79-88. Geographical Reports of Tokyo Metropolitan University. Tokyo. No. 19.

Moore M. J. & R. K. Jansen. 2006. Molecular evidence for the age, origin, and evolutionary history of the American desert plant genus *Tiquilia* (Boraginaceae) Molecular Phylogenetics and Evolution. 39: 668-687.

Ohga, N. 1986. Dynamics of the buried seed population in soil, and the mechanisms of maintenance of the herbaceous lomas vegetation in the coastal desert of central Peru. *In* Ono, M. (ed.), Taxonomic and ecological studies on the lomas vegetation in the Pacific coast of Peru. Makino Herbarium, Tokyo Metropol. University, Tokyo. Pp. 53-78.

Ohga, N. 1991. Distribution Patterns of Buried Seeds in the Herbaceous Lomas Community over the Entire Plateau on Loma Ancon in the Coastal Desert of Central Peru. Journal of Arid Land Studies 1: 41-51.

Ohga, N. 1992. Buried seed population in the herbaceous lomas on Loma Ancon in the coastal desert of central Peru. Ecological Research 7: 341-353.

Oka, S. & H. Ogawa. 1984. The distribution of lomas vegetation and its climatic environments along the pacific coast of Perú, 113-125. In: Geographical Reports of Tokyo Metropolitan University. Tokyo. No. 19.

Olmstead, R.G, C.W. Depamphilis, A.D. Wolfe, N.D. Young, W.J. Elisons, & P. A. Reeves. 2003. Disintegration of the Scrophulariaceae. Amer. J. Bot. 88(2): 348–361.

Ono, M. 1982. A Preliminary Report of Taxonomic and Ecological Studies on the Lomas Vegetation in the Pacific Coast of Peru, 1-80. In: M. Ono (ed.). Makino Herbarium. Tokyo Metropolitan University.

Ono, M. 1986. Taxonomic and Ecological Studies on the Lomas Vegetation in the Pacific Coast of Peru. Pp. 1-88 *In:* M. Ono (ed.). Makino Herbarium. Tokyo Metropolitan University.

Péfaur, J. E. 1982. Dynamics of plant communities in the Lomas of Southern Peru. Vegetatio 49: 163 - 171.

Pinto, R., & F. Luebert. 2009. Datos sobre la flora vascular del desierto costero de Arica y Tarapacá, Chile, y sus relaciones fitogeográficas con el sur de Perú. Gayana Botánica 66: 28–49.

Price, R. A. 1996. Systematics of the Gnetales: a review of morphological and molecular evidence. International Journal of Plant Sciences 157(6) Supp: Biology and Evolution of Gnetales: S40-S49.

Raimondi, A. 1929. El Perú; itinerario de viajes (versión literal de las libretas originales) Lima. Imprenta Torres Aguirre.

Robinson, H. & A. J. Moore. 2004. New species and new combinations in *Rhysolepis* (Heliantheae: Asteraceae) Proc. Biol. Soc. Wash. 117(3): 423-446.

Ruiz-López, H. & J. Pavón. 1799. Flora Peruviana, et Chilensis, sive descriptiones, et icones Plantarum Peruvianarum, et Chilensium, secundum systema Linnaeanum digestae, cum characteribus plurium generum evulgatorum reformatis. v. 2: 6-8, plates CXII, CXIII.

Rundel, P.W., M.O. Dillon, H. A. Mooney, S.L. Gulmon, & J.R. Ehleringer. 1991. The phytogeography and ecology of the coastal Atacama and Peruvian Deserts. Aliso 13: 1-50.

Rundel, P. & M.O. Dillon. 1998. Ecological patterns in the Bromeliaceae of the lomas formations of Coastal Chile and Peru. Plant Syst. Evo. 212: 261-278.

Rundel , P.W., P.E Villagra, M.O. Dillon, S. Roig-Juñent and G. Debandi. 2007. Chapter 11. Arid and semi-arid ecosystems. Pp. 158-183. *In:* Veblen, T.T., K. R. Young & A. R. Orme (eds.) The Physical Geography of South America, Oxford University Press: Oxford, UK, 368 pp.

Sagástegui, A., J. Mostacero, & S. López. 1988. Fitoecología del Cerro Campana. Bol. Soc. Bot. La Libertad 14: 1-47.

Simpson, B. B., Tate, J. A. and Weeks, A. (2005). The biogeography of *Hoffmannseggia* (Leguminosae, Caesalpinioideae, Caesalpinieae): a tale of many travels. Journal of Biogeography, 32: 15–27.

Steele, A. R. 1982. Flowers for the King: The expedition of Ruiz and Pavón and the Flora of Peru.

Stafford, D. 1939. On the Flora of Southern Peru. Proc. Linnean Soc. London. 151(3): 172-181.

Tryon, R. 1960. The Ecology of Peruvian Ferns American Fern Journal 50 (1); 46-55.

Vermeij, G.J. 1990. An ecological crisis in an evolutionary context: El Niño in the eastern Pacific. Pp. 505–517. *In:* P.W. Glynn (ed.), Global Ecological Consequences of the 1982–83 El Niño- Southern Oscillation. Amsterdam: Elsevier.

Weberbauer, A. 1939. La influencia de cambios climáticos y geológicos sobre la vegetación de la costa peruana. Academia Nacional de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales. 2: 201-209.

Weberbauer, A. 1945. El Mundo Vegetal de los Andes Peruanos. Estudio Fitogeográfico. Estación Experimental Agrícola de La Molina. Ministerio de Agricultura, Lima. 776 pp.



Fig. 7. *Lomas* Formations, A. *Lomas* near Chapi, Department of Arequipa; B. *Lomas* north of Tacna in 1983, Department of Tacna.

Checklist

The checklist presented here provides the names of flowering plants and one gynmosperm (*Ephedra*) recorded from the *lomas* formations of Peru, roughly from Cerro Reque (Dept. Lambayeque) in the north, to Tacna (Dept. Tacna) in the south. For a listing of *lomas* formation pteridophytes (ferns and fern relatives), consult León *et al.* (2002) and Tryon (1960). The list presented here has been compiled from personal observations, collecting by all the authors over many years, visiting herbaria throughout Peru, Europe, and the United States. Familial constructs for the Scrophulariaceae follow those suggestions by Olmsted *et al.* (2001). Generic boundaries in the Cactaceae and the recognition of species largely depends upon which author is followed (Anderson, 2001; Barthlott & Hunt, 1993; Hunt , Taylor, & Charles, 2006). This family is in need of systematic and collecting attention. No publication citations are provided and no voucher specimens are cited here, however, vouchers are available as individual records and scanned herbarium sheets that can be accessed at URL: http://emuweb.fieldmuseum.org/botany/search_*lomas*.php. Synonymy largely follows Brako & Zarucchi (1993).

Collections that are only recorded from Cerro Reque or other sites in Lambayeque, but may be found further south, are designated with an asterisk (*). Cultivated species which have been recorded from the *lomas* formations are designated with a symbol (+).

Gymnospermae (Gymnosperms)

1 EPHEDRACEAE [1 /1]

Ephedra americana Humb. & Bonpl. ex Willd.

Liliopsida (Monocotyledons) [68/ 145]

2 ASPARAGACEAE [=AGAVACEAE] [4/5]

Agave americana L.
Anthericum eccremorrhizum Ruiz & Pav.
Anthericum viruense Ravenna
Furcraea occidentalis Trel.
Oziroe biflora (Ruiz & Pav.) Speta

3 ALLIACEAE [1/2]

Nothoscordum gracile (Aiton) Stern
Nothoscordum inodorum (Aiton) Asch. & Graebn.

4 ALSTROEMERIACEAE [2/5]

Alstroemeria chorillensis Herb.
Alstroemeria violacea Phil.
Bomarea cornuta Herb.
Bomarea dolichocarpa Killip
Bomarea ovata (Cav.) Mirb.

5 AMARYLLIDACEAE [6/8]

Chlidanthus fragrans Herb.
Ismene amancaes (Ruiz & Pav.) Herb.
Paramongaia weberbaueri Velarde
Pyrolirion albicans Herb.
Clinanthus coccineus (Ruiz & Pav.) Meerow
Clinanthus incarum (Kraenzl.) Meerow
Clinanthus recurvatus (Kraenzl.) Meerow
Stenomesson flavum (Ruiz & Pav.) Herb.

6 ARACEAE [1/1]

Gorgonidium vargasii Bogner & Nicolson

7 BROMELIACEAE [3/14].

Pitcairnia lopezii L.B.Sm.
Puya ferruginea (Ruiz & Pav.) L.B.Sm.
Tillandsia capillaris Ruiz & Pav.
Tillandsia disticha Kunth
Tillandsia landbeckii Phil.
Tillandsia latifolia Meyen
Tillandsia marconae W. Till & Vitek
Tillandsia multiflora (Benth.) M. A. Spencer & L. B. Sm.
Tillandsia paleacea C. Presl
Tillandsia purpurea Ruiz & Pav.
Tillandsia recurvata (L.) L.
Tillandsia somnians L.B.Sm.
Tillandsia usneoides (L.) L.*
Tillandsia werdermannii Harms

8 COMMELINACEAE [2/5]

Commelina diffusa Burm. f.
Commelina fasciculata Ruiz & Pav.
Commelina hispida Ruiz & Pav.
Commelina longicaulis Jacq.
Tinantia erecta (Jacq.) Schlecht.

9 CYPERACEAE [3/12]

Cyperus articulatus L.
Cyperus eragrostis Lam.

Cyperus esculentus L.
Cyperus haematodes Endl.
Cyperus hermaphroditus (Jacq.) Standl.
Cyperus laevigatus L.
Cyperus ochraceus Vahl.
Cyperus rigens J. Presl. & C. Presl.
Cyperus rotundus L.
Kyllinga brevifolia Rottb.
Schoenoplectus americanus (Pers.) Volkart ex Schinz & R. Keller
Schoenoplectus californicus (C.A. Mey.) Soják

10 DIOSCOREACEAE [1/1]
Dioscorea chancayensis R. Knuth

11 IRIDACEAE [2/3]
Sisyrinchium chilense Hook.
Sisyrinchium micranthum Cav.
Tigridia pavonia (L.f.) DC.

12 JUNCACEAE [1/1]
Juncus bufonius L.

13 ORCHIDACEAE [3/3]
Chloraea undulata Raimondi ex Colunga
Malaxis termensis (Kraenzl.) C. Schweinf.
Pelexia matucanensis (Kraenzl.) Schltr.

14 POACEAE [38/84]
Agrostis koelerioides E. Desv.
Anthephora hermaphrodita (L.) Kuntze*
Aristida adscensionis L. +
Aristida glabrata (Vasey) Hitchc.
Avena barbata Pott ex Link
Avena fatua L. +
Avena sterilis L. +
Bouteloua aristidoides (Kunth) Griseb*
Bouteloua curtipendula (Michx.) Torr.*
Bouteloua disticha (Kunth) Benth.*
Brachiaria fasciculata (Sw.) Parodi
Brachiaria mutica (Forssk.) Stapf
Briza minor L.
Bromus catharticus Vahl
Cenchrus brownii Roem. & Schult.
Cenchrus echinatus L.
Cenchrus incertus M. A. Curtis
Cenchrus tribuloides L.
Chloris halophila Parodi
Chloris radiata (L.) Sw.
Chloris virgata Sw.
Cynodon dactylon (L.) Pers.
Dactyloctenium aegyptium (L.) Willd.
Distichlis spicata (L.) Greene
Echinochloa colona (L.) Link
Echinochloa crus-pavonis (Kunth) Schult.
Elymus agropyroides J. Presl.
Eragrostis attenuata Hitchc.
Eragrostis cilianensis (Bellardi) Vegnolo ex Janch.
Eragrostis ciliaris (L.) R. Br.
Eragrostis japonica (Thunb.) Trin. *
Eragrostis lurida J. Presl.
Eragrostis mexicana (Hornem.) Link
Eragrostis nigricans (Kunth) Steud.
Eragrostis pectinacea (Michx.) Nees
Eragrostis peruviana (Jacq.) Trin.
Eragrostis weberbaueri Pilg.
Eriochloa pacifica Mez
Eriochloa peruviana Mez
Eriochloa punctata (L.) Desv. ex Ham.
Gastridium ventricosum (Gouan) Schinz & Thell.
Lamarckia aurea (L.) Moench
Leptochloa fusca subsp. *uninervia* (J.Presl) N.Snow
Leptochloa mucronata (Michx.) Kunth
Leptochloa scabra Nees
Melinis repens (Willd.) Zizka
Pappophorum pappiferum (Lam.) Kuntze
Paspalidium geminatum (Forssk.) Stapf
Paspalum candidum (Humb. & Bonpl. ex Flüggé) Kunth
Paspalum denticulatum Trin.
Paspalum distichum L.
Paspalum flavum J. Presl.
Paspalum penicillatum Hook. f.
Paspalum polyphyllum Nees ex Trin.
Paspalum pygmaeum Hack.
Paspalum racemosum Lam.
Paspalum vaginatum Sw.
Pennisetum annuum Mez
Phalaris canariensis L.
Phragmites australis (Cav.) Trin. ex Steud.
Piptochaetium montevidense (Spreng.) Parodi
Poa annua L.

Polypogon elongatus Kunth
Polypogon interruptus Kunth
Polypogon monspeliensis (L.) Desf.
Polypogon viridis (Gouan) Breistr.*
Rostraria trachyantha (Phil.) Tzvelev ex Soreng
Setaria lachnea (Ness) Kunth
Setaria parviflora (Poir.) Kerguélen
Setaria verticillata (L.) P.Beauv.
Sorghum bicolor (L.) Moench +
Sporobolus indicus (L.) R.Br.
Sporobolus virginicus (L.) Kunth
Stipa annua Mez
Stipa ichu (Ruiz & Pav.) Kunth
Stipa mucronata Kunth
Stipa nardoides (Phil.) Hack. ex Hitchc.
Stipa neesiana Trin. & Rupr
Stipa pachypus Pilg.
Tragus berteronianus Schult.
Tragus racemosus (L.) All.
Trisetum spicatum (L.) K. Richt.
Vulpia australis (Nees ex Steud.) C. H. Blom.
Vulpia myuros (L.) C. C. Gmel.

15 TECOPHILAEACEAE [1/1]

Tecophilaea violiflora Bertero ex Colla

Magnoliopsida (Dicotyledons) [316/701]

16 ACANTHACEAE [7/11]

Blechum pyramidatum (Lam.) Urb.*
Dicliptera montana Lindau
Dicliptera peruviana (Lam.) Juss.
Dicliptera tomentosa (Vahl) Nees
Dyschoriste repens (Nees) Kuntze
Elytraria imbricata (Vahl) Pers.*
Justicia carthaginensis Jacq.
Ruellia ciliatiflora Hook.
Ruellia floribunda Hook.
Ruellia schlechtendaliana (Nees) Hemsl.*
Tetramerium nervosum Nees*

17 AIZOACEAE [2/8]

Sesuvium portulacastrum (L.) L.
Tetragonia crystallina L'Hér.
Tetragonia macrocarpa Phil.
Tetragonia maritima Barnéoud
Tetragonia microcarpa Phil.
Tetragonia ovata Phil.
Tetragonia pedunculata Phil.
Tetragonia vestita I.M. Johnst.

18 ANACARDIACEAE [1/1]

Schinus molle L.

19 AMARANTHACEAE [8/24]

Alternanthera albotomentosa Suess.
Alternanthera caracasana Kunth
Alternanthera eupatorioides (Remy) Mears, ined.
Alternanthera ferreyrae Mears ined.
Alternanthera halimifolia (Lam.) Standl. ex Pittier
Alternanthera peruviana (Moq.) Suess.
Alternanthera porrigens (Jacq.) Kuntze
Alternanthera pubiflora (Benth.) Kuntze
Alternanthera villosa Kunth
Amaranthus caudatus L. +
Amaranthus dubius Mart. ex. Thell.
Amaranthus hybridus L.
Amaranthus spinosus L.
Amaranthus viridis L.
Atriplex peruviana Moq.
Atriplex rotundifolia Dombey ex Moq.
Atriplex semibaccata R. Br.
Chenopodium album L.
Chenopodium murale L.
Chenopodium petiolare Kunth
Dysphania ambrosioides (L.) Mosyakin & Clemants
Froelichia interrupta (L.) Moq.
Sarcocornia fruticosa (L.) A.J. Scott
Suaeda foliosa Moq.

20 APIACEAE [10/15]

Ammi visnaga (L.) Lam.
Apium graveolens L. +
Bowlesia palmata Ruiz & Pav.
Conium maculatum L. +
Cyclospermum laciniatum (DC.) Constance
Cyclospermum leptophyllum (Pers.) Sprague ex Britton & P. Wilson
Daucus montanus Humb. & Bonpl. ex Spreng. +
Domeykoa amplexicaulis (H. Wolff) Mathias & Constance
Domeykoa saniculifolia Mathias & Constance

Eremocharis ferreyrae Mathias & Constance
Eremocharis longiramea (H. Wolff) I.M.Johnst.
Eremocharis piscoensis Mathias & Constance
Hydrocotyle alchemilloides A. Rich.
Hydrocotyle bonariensis Lam.
Spananthe paniculata Jacq.

21 APOCYNACEAE [4/4]
Nerium oleander L. +
Cynanchum formosum N.E.Br.
Matelea aliciae Morillo
Philibertia solanoides Kunth

22 ASTERACEAE [44/78]
Acmella alba (L'Hér.) R.K.Jansen
Acmella oleracea (L.) R.K.Jansen
Ageratina articulata (Sch. Bip. ex Hieron.) R. M. King & H.Rob.
Ageratina azangaroensis (Sch. Bip. ex Wedd.) R. M. King & H.Rob.
Ageratina sternbergiana (DC.) R.M.King & H.Rob.
Ageratum conyzoides L.
Amblyopappus pusillus Hook. & Arn.
Ambrosia artemisioides Meyen & Walp. ex Meyen
Ambrosia dentata (Cabrera) M.O.Dillon
Ambrosia peruviana Willd.
Baccharis glutinosa Pers.
Baccharis linearifolia (Lam.) Pers.
Baccharis salicifolia (Ruiz & Pav.) Pers.
Baccharis scandens (Ruiz & Pav.) Pers.
Bidens pilosa L.
Bidens triplinervia Kunth
Centaurea melitensis L.
Chersodoma juanisernii (Cuatrec.) Cuatrec.
Chionopappus benthamii S.F.Blake
Conyza bonariensis (L.) Cronquist
Conyza canadensis (L.) Cronquist
Cotula australis (Sieber ex Spreng.) Hook. f.
Encelia canescens Lam.
Eclipta prostrata (L.) L.
Erigeron leptorhizon DC.
Flaveria bidentis (L.) Kuntze
Galinsoga caligensis Canne
Galinsoga parviflora Cav.
Galinsoga quadriradiata Ruiz & Pavón
Gamochaeta purpurea (L.) Cabrera
Grindelia buphthalmoides DC.
Grindelia glutinosa (Cav.) Mart.
Helogyne hutchisonii R.M.King & H.Rob.
Heterosperma diversifolium Kunth
Heterosperma ferreyrii H.Rob.
Jungia axillaris (Lag. ex DC.) Spreng.
Malacothrix clevelandii A.Gray
Malacothrix coulteri Harv. & A.Gray
Mutisia acuminata Ruiz & Pav.
Onoseris humboldtiana Ferreyra
Onoseris odorata (D.Don) Hook. & Arn.
Onoseris parva Muschl.
Ophyosporus anomalus R.M.King & H.Rob.
Ophryosporus floribundus (DC.) R.M.King & H.Rob.
Ophryosporus galioides (DC.) R.M.King & H.Rob.
Ophryosporus hartwegii (B.L.Rob.) R.M.King & H.Rob.
Ophryosporus hoppii (B.L.Rob.) R.M.King & H.Rob.
Ophryosporus peruvianus (J. F. Gmel.) R.M.King &H.Rob.
Ophryosporus pubescens (Sm.) R.M.King & H.Rob.
Perityle emoryi Torr.
Philoglossa peruviana DC.
Philoglossa purpureodisca H.Rob.
Pluchea chingoyo (Kunth) DC.
Polyachyrus annuus I.M.Johnst.
Proustia cuneifolia D.Don
Pseudognaphalium dombeyanum (DC.) Anderb.
Rhysolepis dilloniorum A.J. Moore & H. Robinson
Senecio abadianus DC.
Senecio acarinus Cabrera
Senecio arnaldii Cabrera
Senecio calcicola Meyen & Walp. ex Meyen
Senecio icaensis H.Beltrán & A.Galán
Senecio lomincola Cabrera
Senecio okopanus Cabrera
Senecio smithianus Cabrera
Senecio truxillensis Cabrera
Senecio vulgaris L.
Siegesbeckia flosculosa L'Hér.
Siegesbeckia orientalis L.
Simsia dombeyana DC.

Sonchus oleraceus L.
Spilanthes urens Jacq.
Stevia melissiaefolia (DC.) Sch. Bip.
Trixis calcalioides (Kunth) D. Don
Villanova oppositifolia Lag.
Verbesina saubinetioides S.F.Blake
Viguiera weberbaueri S.F.Blake (~ *V. procumbens* (Pers.) S.F. Blake)
Wedelia latifolia DC.

23 BASELLACEAE [1/1]
Anredera diffusa (Moq.) Sperling

24 BATACEAE [1/1]
Batis maritima L.

25 BEGONIACEAE [1/2]
Begonia geraniifolia Hook.
Begonia octopetala L'Hér.

26 BIGNONIACEAE [3/3]
Argylia radiata (L.) D.Don
Tecoma fulva subsp. *arequipensis* (Sprague) J.R.I. Wood
Tourrettia lappacea (L'Hér.) Willd. ex L. f.

27 BORAGINACEAE [7/27]
Cordia lutea Lam.
Cordia macrocephala (Desv.) Kunth.
Cryptantha filaginea (Phil.) Reiche
Cryptantha granulosa (Ruiz & Pav.) I.M.Johnst.
Cryptantha limensis (A.DC.) I.M.Johnst.
Cryptantha parviflora (Phil.) Reiche
Heliotropium angiospermum Murray
Heliotropium arborescens L.
Heliotropium curassavicum L.
Heliotropium krauseanum Fedde
Heliotropium lanceolatum Ruiz & Pav.
Heliotropium pilosum Ruiz & Pav.
Heliotropium submolle Klotzsch
Nama dichotomum (Ruiz & Pav.) Choisy
Pectocarya lateriflora (Lam.) DC.
Pectocarya linearis (Ruiz & Pav.) DC.
Tiquilia conspicua (I.M.Johnst.) A.T. Richardson
Tiquilia dichotoma (Ruiz & Pav.) Pers.
Tiquilia ferreyrae (I.M.Johnst.) A.T. Richardson
Tiquilia grandiflora (Phil.) A.T. Richardson
Tiquilia litoralis (Phil.) A.T. Richardson
Tiquilia paronychioides (Phil.) A.T. Richardson
Tiquilia parviflora (Phil.) A. T. Richardson
Tiquilia simulans (I.M.Johnst.) A.T. Richardson
Tiquilia tacnensis A.T. Richardson
Tournefortia lilloi I.M.Johnst.
Tournefortia microcalyx (Ruiz & Pav.) I.M.Johnst.

28 BRASSICACEAE [11/26].
Brassica rapa L.
Capsella bursa-pastoris (L.) Medik.
Cremolobus chilensis (Lag. ex DC.) DC.
Dictyophragmus englerianus (Muschl.) O.E.Schulz
Draba araboides Wedd.
Lepidium auriculatum Regel & Körn.
Lepidium bonariense L.
Lepidium crassius (C. L. Hitchc.) Al-Shehbaz
Lepidium cyclocarpum Thell.
Lepidium didymus L. (~ *Coronopus didymus* (L.) Sm.)
Lepidium johnstonii C. Hitchc.
Lepidium raimondii O.E.Schulz
Lepidium spathulatum Phil.
Mathewsia incana Phil.
Mathewsia linearifolia Turcz.
Mathewsia nivea (Phil.) O.E.Schulz
Mathewsia peruviana O.E.Schulz
Menonvillea chilensis (Turcz.) B. D. Jacks.
Menonvillea litoralis (Barnéoud) Rollins
Menonvillea orbiculata Phil.
Mostacillastrum morrisonii (Al-Shehbaz) Al-Shehbaz
Mostacillastrum sagittatum (Hook. & Arn.) Al-Shehbaz
Schizopetalon biseriatum Phil.
Sisymbrium irio L.
Sisymbrium lanatum (Walp.) O. E. Schulz.
Sisymbrium llatasii Al-Shehbaz

29 CACTACEAE [19/31]
Armatocereus riomajensis Rauh & Backeb.
Cleistocactus sextonianus (Backeb.) D.R. Hunt
Corryocactus brachypetalus (Vaupel) Britton & Rose
Cumulopuntia sphaerica (C.F. Först.) E.F. Anderson
Cylindropuntia tunicata (Lehman) F.M. Knuth
Echinopsis chalaensis (Rauh & Backeb.) Friedrich & G.D. Rowley
Echinopsis cephalomacrostibas (Werderm. &

Backeb.) Friedrich & G.D.Rowley
Eriosyce islayensis (C.F. Först.) Katt.
Eulychnia iquiquensis subsp. *ritteri* (Cullman) D.R.Hunt
Espostoa melanostele (Vaupel) Borg
Haageocereus australis Backeb.
Haageocereus limensis (Salm-Dyck) F. Ritter
Haageocereus decumbens (Vaupel) Backeb.
Haageocereus multangularis (Willd.) F. Ritter
Haageocereus subtilispinus F. Ritter
Maihueniopsis ovata (Pfeiff.) F. Ritter
Melocactus peruvianus Vaupel
Mila caespitosa Britton & Rose
Neochilenia jussieui (Monv.) Backeb.
Neoporteria aricensis (F.Ritter) Donald & G.D.Rowley
Neoporteria glaucescens (F.Ritter) Donald & G.D. Rowley (~ *Eriosyce taltalensis* (Hutch.) Katt.)
Neoporteria iquiquensis (F.Ritter) Donald & G.D. Rowley
Neoporteria napina (Phil.) Backeb.
Neoporteria occulta (Phil.) Britton & Rose
Neoporteria rupicola (F.Ritter) Donald & G.D.Rowley
Neoraimondia arequipensis (Meyen) Backeb.
Opuntia quitensis F.A.C. Weber (~ *Opuntia ovata* Pfeiff.)
Opuntia pubescens J.C. Wendl. Ex Pfeiff.
Pygmaeocereus bylesianus Andreae & Backeberg
Pygmaeocereus familiaris F. Ritter
Weberbauerocereus weberbaueri (K.Schum. ex Vaupel) Backeb.

30 CALCEOLARIACEAE [1/8]
Calceolaria ajugoides Kranzl.
Calceolaria angustiflora Ruiz & Pav.
Calceolaria chelidonioides Kunth
Calceolaria dichotoma Lam.
Calceolaria pinnata L.
Calceolaria rugulosa Edwin*
Calceolaria tripartita Ruiz & Pav.
Calceolaria utricularioides Benth.

31 CAMPANULACEAE [2/2]
Lobelia decurrens Cav.
Triodanis perfoliata (L.) Nieuwl.

32 CAPPARACEAE [2/5]
Capparis avicennifolia Kunth
Capparis crotonoides (Kunth) Iltis & Cornejo
Capparis petiolaris Kunth
Capparis scabrida Kunth
Cleome chilensis DC. [= CLEOMACEAE]
33 CARICACEAE [1/1]
Carica candicans A.Gray

34 CARYOPHYLLACEAE [6/12]
Cerastium glomeratum Thiull.
Drymaria paposana Phil.
Sagina apetala Ard.
Silene gallica L.
Spergularia collina I.M.Johnst.
Spergularia congestifolia I.M.Johnst.
Spergularia fasiculata Phil.
Spergularia stenocarpa (Phil.) I.M.Johnst.
Stellaria cuspidata Willd. ex Schltdl.
Stellaria media (L.) Vill.
Stellaria micrantha Spruce ex Rohrb.
Stellaria ovata Willd. ex Schltdl.

35 CELASTRACEAE [1/1]
Maytenus octogona (L'Hér.) DC.

36 CONVOLVULACEAE [8/22]
Convolvulus chilensis Pers.
Cressa truxillensis Kunth
Cuscuta foetida Kunth
Cuscuta grandiflora Kunth
Cuscuta haughtii Yunck.
Cuscuta hitchcockii Yunck.
Cuscuta odorata Ruiz & Pav.
Dichondra sericea Sw.
Evolvulus lanatus Helwig
Evolvulus villosus Ruiz & Pav.
Ipomoea alba L.
Ipomoea asarifolia (Desr.) Roem. & Schult.
Ipomoea rubiflora (L.) O'Donell
Ipomoea dubia Roem. & Schult.
Ipomoea dumetorum Willd. ex Roem. & Schult.
Ipomoea indica (Burm.) Merr.
Ipomoea nationis (Hook.) G.. Nicholson

Ipomoea pes-caprae (L.) R. Br.
Ipomoea purpurea (L.) Roth
Jacquemontia unilateralis (Roem. & Schult.) O'Donell
Merremia aegyptia (L.) Urb.
Merremia quinquefolia (L.) Hallier f.

37 CRASSULACEAE [1/1]

Crassula connata (Ruiz & Pav.) A. Berger

38 CUCURBITACEAE [4/7]

Apodanthera ferreyrana Mart.Crov.
Apodanthera weberbaueri Harms
Citrullus lanatus (Thunb.) Matsum. & Nakai +
Cyclanthera mathewsii Arn. ex A.Gray
Sicyos baderoa Hook. & Arn.
Sicyos gracillimus Cogn.
Sicyos kunthii Cogn.

39 EUPHORBIACEAE [6/18]

Andrachne microphylla (Lam.) Baill.
Croton alnifolius Lam.
Croton ruizianus Müll. Arg.
Croton spurcus Croizat
Euphorbia heterophylla L.
Euphorbia hirta L.
Euphorbia hypericifolia L.
Euphorbia lasiocarpa Klotzsch
Euphorbia meyeniana Klotzsch
Euphorbia ophthalmica (Pers.) D.G. Burch
Euphorbia peplus L.
Euphorbia peruviana L. C. Wheeler
Euphorbia serpens Kunth
Euphorbia tacnesis Phil.
Euphorbia viridis (Klotzsch & Garcke) Boiss.
Jatropha macrantha Müll.Arg.
Phyllanthus graveolens Kunth* [= PHYLLANTHACEAE]
Ricinus communis L. +

40 FABACEAE [31/64]

Acacia huarango J.F.Macbr.
Acacia macracantha Willd.
Adesmia muricata (Jacq.) DC.
Aeschynomene scabra G. Don
Astragalus neobarnebyanus Gómez-Sosa
Astragalus sprucei I.M.Johnst.
Astragalus triflorus (DC.) A.Gray
Bauhinia aculeata L.
Caesalpinia spinosa (Molina) Kuntze
Calliandra taxifolia (Kunth) Benth.
Coursetia weberbaueri Harms
Crotalaria incana L.
Dalea cylindrica Hook.
Dalea leporina (Aiton) Bullock
Dalea onobrychis DC.
Dalea pennellii (J.F.Macbr.) J.F.Macbr.
Desmanthus virgatus (L.) Willd.
Desmodium adscendens (Sw.) DC.
Desmodium glabrum (Mill.) DC.
Desmodium limense Hook.
Desmodium scorpiurus (Sw.) Desv.
Desmodium tortuosum (Sw.) DC.*
Geoffroea decorticans (Gillies ex Hook. & Arn.) Burkart
Hoffmannseggia miranda Sandwith
Hoffmannseggia prostrata DC.
Hoffmannseggia stipulata Sandwith
Hoffmannseggia ternata Phil.
Hoffmannseggia viscosa Hook. & Arn.
Indigofera suffruticosa Mill.
Indigofera truxillensis Kunth
Lathyrus magellanicus Lam.
Lupinus mollendoensis Ulbr.
Macroptilium atropurpureum (DC.) Urb.
Macroptilium bracteatum (Nees & C. Mart.)Marechal & Bau.
Macroptilium lathyroides (L.) Urb.
Medicago polymorpha L.
Melilotus indicus (L.) All.
Mimosa albida Willd.
Mimosa pellita Willd.
Mimosa sensitiva L.
Neptunia lutea (Leavenw.) Benth.*
Neptunia plena (L.) Benth.*
Otholobium pubescens (Poir.) J.W. Grimes
Parkinsonia aculeata L.
Parkinsonia praecox (Ruiz & Pav.) Hawkins
Prosopis juliflora (Sw.) DC.
Prosopis pallida (Willd.) Kunth
Rhynchosia minima (L.) DC.
Senna bicapsularis (L.) Roxburgh

Senna birostris (Vogel) H.S.Irwin & Barneby
Senna brongniartii (Gaudich.) H.S.Irwin & Barneby
Senna cumingii (Hook. & Arn.) H.S.Irwin & Barneby
Senna incarnata (Benth.) H.S.Irwin & Barneby
Senna pistaciifolia (Kunth) H.S.Irwin & Barneby*
Tephrosia cinerea (L.) Pers.
Trifolium polymorphum Poir.
Trifolium repens L.
Vicia graminea Sm.
Vicia lomensis J.F.Macbr.
Vigna adenantha (G. Mey.) Marechal *& al.*
Vigna luteola (Jacq.) Benth.
Vigna vexillata (L.) A. Rich.
Weberbauerella brongniartioides Ulbr.
Weberbauerella raimondiana Ferreyra

41 FRANKENIACEAE [1/1]
Frankenia chilensis C.Presl

42 GENTIANACEAE [3/3]
Centaurium erythraea Rafn.
Cicendia quadrangularis (Lam.) Griseb.
Zeltnera quitense (Kunth) G. Mans.*

43 GERANIACEAE [2/4]
Erodium cicutarium (L.) L'Hér.
Erodium malacoides (L.) L´Hér.
Erodium moschatum (L.) L'Her.
Geranium limae R. Knuth

44 HYPERICACEAE [1/1]
Hypericum silenoides Juss.

45 KRAMERIACEAE [1/1]
Krameria lappacea (Dombey) Burdet & B.B.Simpson

46 LAMIACEAE [7/18]
Hyptis elongata Benth.
Hyptis eriocephala Benth.
Hyptis pectinata (L.) Poit.
Hyptis sidifolia (L'Hér.) Briq.
Hyptis suaveolens (L.) Poit.
Lepechinia lamiifolia (Benth.) Epling
Marrubium vulgare L.
Minthostachys spicata (Benth.) Epling
Salvia formosa L'Hér.
Salvia paposanna Philippi
Salvia rhombifolia Ruiz & Pav.
Salvia tubiflora J.E.Sm.
Stachys aperta Epling
Stachys arvensis L.
Stachys herrerae Epling
Stachys peruviana Dombey ex Benth.
Stachys truncata Kunze ex Benth.
Teucrium vesicarium Mill.

47 LINACEAE [1/1]
Linum prostratum Dombey ex Lam. (incl. *L. p.* var. *parvum* (I.M. Johnst.) Mildner.)

48 LOASACEAE [4/8]
Loasa nitida Desr.
Loasa tricolor Ker Gawl.
Mentzelia aspera L.
Mentzelia scabra Kunth
Nasa chenopodiifolia (Desr.) Weigend
Nasa triphylla (Juss.) Weigend*
Nasa urens (Jacq.) Weigend
Presliophytum incanum (Graham) Weigend

49 LYTHRACEAE [2/2]
Cuphea strigulosa Kunth
Lythrum maritimum Kunth

50 MALESHERBIACEAE [1/2]
Malesherbia arequipensis Ricardi
Malesherbia tubulosa (Cav.) J. St. Hil.

51 MALVACEAE [21/51]
Abutilon mollissimum (Cav.) Sweet*
Abutilon reflexum (Lam.) Sweet
Abutilon virgatum (Cav.) Sweet
Anoda cristata (L.) Schltdl.
Bastardia bivalvis (Cav.) Kunth
Bastardia limensis R.E.Fr.
Cristaria aspera Gay (~ *C. a.* var. *formosula*(I.M.Johnst.) Muñoz-Schick)
Cristaria gracilis Gay
Cristaria multifida Cav.
Fuertesimalva chilensis (A. Braun & C.D. Bouché) Fryxell
Fuertesimalva limensis (L.) Fryxell
Fuertesimalva pennellii (Ulbr.) Fryxell

Fuertesimalva peruviana (L.) Fryxell
Gaya mollendoensis Krapov.
Gaya pilosa K.Schum.
Gaya weberbaueri Ulbr.
Guazuma ulmifolia Lam.
Herissantia crispa (L.) Brizicky
Hibiscus brasiliensis L. +
Malachra alceifolia Jacq.
Malva parviflora L.
Malva sylvestris L.
Malvella leprosa (Ort.) Krapov.
Melochia pyramidata L
Palaua camanensis Ferreyra & Chanco
Palaua dissecta Benth.
Palaua guentheri F.Burns
Palaua inconspicua I.M.Johnst.
Palaua malvifolia Cav.
Palaua moschata Cav.
Palaua rhombifolia R. Graham
Palaua sandemanii (Sandwith) Fryxell
Palaua tomentosa Hochr.
Palaua trisepala Hochr.
Palaua velutina Ulbrich. & Hill
Palaua weberbaueri Ulbr.
Sida ciliaris L.*
Sida jatrophoides L'Hér.
Sida oligandra K.Schum.
Sida palmata Cav.
Sida patuliloba R.E.Fr.
Sida rhombifolia L.
Sida spinosa L.
Sidastrum paniculatum (L.) Fryxell
Sphaeralcea obtusiloba (G.) Don
Tarasa cardenasii Krapov.
Tarasa operculata (Cav.) Krapov.
Tarasa thyrsoidea Krapov.
Triumfetta semitriloba Jacq.
Urocarpidium albiflorum Ulbr.
Waltheria ovata Cav.

52 MOLLUGINACEAE [2/2]
Glinus radiatus (Ruiz & Pav.) Rohrb.*
Mollugo verticillata L.

53 MYRTACEAE [1/1]
Myrcianthes ferreyrae (McVaugh) McVaugh

NOLANACEAE [See *Nolana*, SOLANACEAE]

54 NYCTAGINACEAE [5/13]
Allionia incarnata L.
Boerhavia coccinea Mill.
Boerhavia diffusa L.
Boerhavia erecta L.
Boerhavia verbenacea Killip
Bougainvillea pachyphylla Heimerl ex Standl.
Cryptocarpus pyriformis Kunth
Mirabilis campanulata Heimerl
Mirabilis elegans (Choisy) Heimerl
Mirabilis expansa (Ruiz & Pav.) Standl.
Mirabilis intercedens Heimerl
Mirabilis prostrata (Ruiz & Pav.) Heimerl
Mirabilis viscosa Cav.

55 OLEACEAE [1/1]
Olea europaea L. +

56 ONAGRACEAE [2/9]
Ludwigia octovalvis (Jacq.) P. H. Raven
Ludwigia palustris (L.) Elliot
Ludwigia peploides (Kunth) P. H. Raven
Ludwigia peruviana (L.) Hara
Oenothera arequipensis Munz & I.M.Johnst.
Oenothera drummondii Hook.
Oenothera laciniata Hill.
Oenothera nocturna Jacq.
Oenothera rosea L'Hér. ex Aiton

57 OROBANCHACEAE [1/1]
Orobanche weberbaueri Mattf.

58 OXALIDACEAE [1/9]
Oxalis corniculata L.
Oxalis debilis Kunth (~ incl. *O. d.* var. *corymbosa* (DC.) Lourteig)
Oxalis dombeyi St. Hil.
Oxalis latifolia Kunth
Oxalis laxa Hook. & Arn.
Oxalis lomana Diels
Oxalis megalorrhiza Jacq.
Oxalis pachyrrhiza Wedd.
Oxalis spiralis G. Don

59 PAPAVERACEAE [2/3]
Argemone mexicana L.

Fumaria capreolata L.
Fumaria parviflora Lam.

60 PASSIFLORACEAE [1/3]
Passiflora foetida L.
Passiflora peduncularis Cav.
Passiflora suberosa L.

61 PIPERACEAE [1/8]
Peperomia crystallina Ruiz & Pav.
Peperomia dolabriformis Kunth
Peperomia galioides Kunth
Peperomia hillii Trel.
Peperomia inaequalifolia Ruiz & Pav.
Peperomia limaensis Trel.
Peperomia umbelliformis C.DC.
Peperomia umbilicata Ruiz & Pav.

62 PLANTAGINACEAE [6/10]
Bacopa monnieri (L.) Wettst.
Galvezia fruticosa J. F.Gmel.
Galvezia elisensii Quipuscoa & M.O. Dillon (sp.nov. inéd.)
Nuttallanthus canadensis (L.) D. A. Sutton
Plantago australis Lam.
Plantago lanceolata L.
Plantago limensis Pers.
Plantago major L.
Scoparia dulcis L.
Veronica persica Poir.

63 PLUMBAGINACEAE [1/2]
Plumbago coerulea Kunth
Plumbago zeylanica L.

64 POLEMONIACEAE [2/3]
Bryantiella glutinosa (Phil.) J.M. Porter
Gilia laciniata Ruiz & Pav.
Gilia lomensis V. E. Grant

65 POLYGALACEAE [1/3]
Pteromonnina herbacea (DC.) B. Eriksen
Pteromonnina macrostachya (Ruiz & Pav) B. Eriksen
Pteromonnina pterocarpa (Ruiz & Pav.) B. Eriksen

66 POLYGONACEAE [3/4]
Coccoloba gracilis Kunth
Persicaria glabra (Willd.) M. Gómez
Persicaria hydropiperoides (Michx.) Small
Rumex conglomeratus Murray

67 PORTULACACEAE [4/11]
Calandrinia alba (Ruiz & Pav.) DC.
Calandrinia ciliata (Ruiz & Pav.) DC.
Cistanthe calycina (Phil.) Carolin ex M.A.Hershkovitz
Cistanthe celosioides (Phil.) Kuntze
Cistanthe lingulata (Ruiz & Pav.) Hershkovitz
Cistanthe paniculata (Ruiz & Pav.) Hershkovitz
Portulaca nivea Poellnitz
Portulaca oleracea L.
Portulaca philippi I.M.Johnston
Portulaca pilosa L.
Talinum triangulare (Jacq.) Willd.

68 POTAMOGETONACEAE [1/1]
Zannichellia palustris L.

69 PRIMULACEAE [2/3]
Anagallis arvensis L.
Centunculus erectus Phil.
Centunculus minimus L.

70 RANUNCULACEAE [1/1]
Clematis haenkeana C. Presl

71 RHAMNACEAE [1/1]
Scutia spicata (Humb. & Bonpl ex Willd.) Weberb.

72 RUBIACEAE [6/9]
Arcytophyllum thymifolium (Ruiz & Pav.) Standl.
Diodella teres (Walter) Small
Galium aparine L.
Galium arequipicum Dempster
Spermacoce ocimifolia Willd. ex Roem & Schult.
Randia rotundifolia Ruiz & Pav.
Richardia brasiliensis Gomes*
Richardia lomensis (K. Krause) Standl.
Richardia scabra L.

73 SALICACEAE [1/1]
Salix humboldtiana Willd.

74 SANTALACEAE [1/7]
Quinchamalium brevistaminatum Pilg.
Quinchamalium carnosum Phil.
Quinchimalium chilense Molina
Quinchamalium excrescens Phil.
Quinchamalium lomae Pilg.

Quinchamalium procumbens Ruiz & Pav.
Quinchamalium thesioides Phil.

75 SAPINDACEAE [3/3]
Cardiospermum corindum L.
Dodonaea viscosa Jacq.
Sapindus saponaria L.

76 SCROPHULARIACEAE [4/5]
Alonsoa meridionalis (L.f.) Kuntze
Capraria biflora L.
Capraria peruviana Benth.
Castilleja scorzonerifolia Kunth
Mimulus glabratus Kunth

77 SOLANACEAE [16/91]
Acnistus arborescens (L.) Schltdl.
Browallia americana L.
Capsicum annuum L.*
Cestrum auriculatum L'Hér.
Cestrum tomentosum L. f.
Datura inoxia Mill. +
Datura stramonium L. +
Exodeconus maritimus (Benth.) D'Arcy
Exodeconus prostratus (L'Hér.) Raf.
Grabowskia boerhaaviifolia (L.f.) Schltdl.
Jaltomata aspera (Ruiz & Pav.) Mione
Jaltomata atiquipa Mione & S. Leiva
Jaltomata hunzikeri Mione
Jaltomata lomana Mione & S. Leiva
Jaltomata umbellata (Ruiz & Pav.) Mione & M. Nee
Leptoglossis darcyana Hunz. & Subils
Leptoglossis ferreyraei Hunz. & Subils
Leptoglossis lomana (Diels) Hunz.
Leptoglossis schwenckioides Benth.
Lycianthes lycioides (L.) Hassl.
Lycium americanum Jacq.
Lycium distichum Meyen
Lycium leiostemum Wedd.
Lycium stenophyllum J. Rémy
Nicandra physalodes (L.) Gaertn.
Nicandra yacheriana S. Leiva
Nicotiana glauca Graham
Nicotiana glutinosa L.
Nicotiana knightiana Goodspeed
Nicotiana paniculata L.
Nolana adansonii (Roem. & Schult.) I. M. Johnst.
Nolana anenigma M.O.Dillon, S. Leiva & Quipuscoa
Nolana arenicola I. M. Johnst.
Nolana arequipensis M.O.Dillon & Quipuscoa
Nolana aticoana Ferreyra
Nolana cerrateana Ferreyra
Nolana chancoana M.O. Dillon & Quipuscoa
Nolana confinis (I. M. Johnst.) I. M. Johnst.
Nolana coronata Ruiz & Pav.
Nolana gayana (Gaudich.) Koch
Nolana guentheri I. M. Johnst.
Nolana humifusa (Gouan) I. M. Johnst.
Nolana inflata Ruiz & Pav.
Nolana insularis (I. M. Johnst.) I. M. Johnst.
Nolana ivaniana Ferreyra
Nolana jaffuelii I. M. Johnst.
Nolana johnstonii Vargas
Nolana latipes I. M. Johnst.
Nolana lycioides I. M. Johnst.
Nolana mariarosae Ferreyra
Nolana minor Ferreyra
Nolana pallida I. M. Johnst.
Nolana pallidula I. M. Johnst.
Nolana pearcei I. M. Johnst.
Nolana pilosa I. M. Johnst.
Nolana platyphylla (I. M. Johnst.) I. M. Johnst.
Nolana plicata I. M. Johnst.
Nolana polymorpha Gaudich.
Nolana revoluta Ruiz & Pav.
Nolana scaposa Ferreyra
Nolana spathulata Ruiz & Pav.
Nolana thinophila I. M. Johnst.
Nolana tomentella Ferreyra
Nolana tovariana Ferreyra
Nolana volcanica Ferreyra
Nolana weberbaueri I.M.Johnst.
Nolana weissiana Ferreyra
Nolana willeana Ferreyra
Physalis angulata L.
Physalis peruviana L.
Physalis pubescens L.
Solanum agrimoniifolium Rydb.
Solanum andersonii Ochoa
Solanum chancayense Ochoa

Solanum chilense (Dunal) Reiche
Solanum edmondstonei Hook.f.
Solanum ferreyrae Ugent,
Solanum fragile Wedd.
Solanum habrochaites S. Knapp & D.M. Spooner
Solanum immite Dunal
Solanum medians Bitter
Solanum mochiquense Ochoa
Solanum montanum L.
Solanum multifidum Lam.
Solanum neoweberbaueri Wittm.
Solanum pennellii Correll
Solanum peruvianum L.
Solanum pimpinellifolium L.
Solanum radicans L.f.
Solanum tuberosum L. +
Solanum wittmackii Bitter

78 TROPAEOLACEAE [1/4]
Tropaeolum ferreyrae Sparre
Tropaeolum majus L.
Tropaeolum minus L.
Tropaeolum peltophorum Benth.

79 TURNERACEAE [1/2]
Turnera orientalis (Urb.) Arbo
Turnera pumilea L.

80 URTICACEAE [4/5]
Parietaria debilis G.Forst.
Phenax hirtus (Sw.) Wedd.
Pilea lamioides Wedd.
Pilea nitida Wedd.
Urtica urens L.

81 VALERIANACEAE [2/3]
Astrephia chaerophylloides (Sm.) DC.
Valeriana interrupta Ruiz & Pav.
Valeriana pinnatifida Ruiz & Pav.

82 VERBENACEAE [9/13]
Aloysia minthiosa Mold.
Citharexylum flexuosum (Ruiz & Pav.) D.Don
Clerodendrum chinense (Osbeck) Mabb.
Duranta erecta L.
Duranta triacantha Juss.
Glandularia clavata (Ruiz & Pav.) Botta
Lantana horrida Kunth
Lantana scabiosiflora Kunth
Lippia alba (Mill.) N.E.Br. ex Britton & P. Wilson
Lippia nodiflora (L.) Michx.
Pitraea cuneato-ovata (Cav.) Caro
Verbena ferreyrae Moldenke
Verbena litoralis Kunth

83 ZYGOPHYLLACEAE [3/4]
Bulnesia retama (Gillies x Hook. & Arn.) Griseb.
Fagonia chilensis Hook. & Arn.
Tribulus longipetalus Viv.
Tribulus terrestris L.

Table 2. Geographic localities of major Peruvian *Lomas* Formations.

Departamento Lambayeque	
Cerro Reque	06°14'S, 79°42'W
Departamento La Libertad	
Cerro Cabezón	07°54'S, 79°05'W
Cerro Campana	07°58'S, 79°06'W
Cerro Prieto	07°59'S, 79°03'W
Cerro Cabras	08°03'S, 79°02'W
Cerro Chiputur	08°10'S, 78°55'W
Cerro Negro	08°18'S, 78°49'W
Virú	08°19'S, 78°48'W
Departamento Ancash	
Cerro Chimbote	09°04'S, 78°38'W
Casma	09°28'S, 78°19'W
Mongon	09°36'S, 78°17'W
Lupín	10°33'S, 77°50'W
Departmento Lima	
Pativilca (Pacar)	10°42'S, 77°47'W
Lachay	11°21'S, 77°23'W
Iguanil (Chancay)	11°24'S, 77°14'W
Pasamayo	11°38'S, 77°11'W
Ancon	11°42'S, 77°09'W
Lurigancho	12°00'S, 76°59'W
Lima	12°00'S, 77°03'W
Cajamarquilla	12°00'S, 77°02'W
Morro Solar	12°00'S, 77°02'W
Amancaes	12°01'S, 77°02'W
Cerro Agustino	12°04'S, 77°00'W
Isla San Lorenzo	12°05'S, 77°15'W
Atocongo	12°08'S, 76°56'W
Manchay	12°09'S, 76°52'W
Chorrillos	12°10'S, 77°02'W
Manzano	12°15'S, 76°55'W
Lurin	12°17'S, 76°52'W
Pachacamac	12°18'S, 76°55'W
Punta Hermosa	12°20'S, 76°52'W
Caracoles	12°23'S, 76°45'W
Asia	12°47'S, 76°30'W
Quilmana	12°52'S, 76°26'W
Cañete	13°05'S, 76°24'W
Departmento Ica	
Pisco	13°42'S, 76°13'W
Isla San Gallan	13°50'S, 76°28'W
Bahía La Independencia	14°15'S, 76°10'W
Amara	14°42'S, 75°42'W
San Nicolas	15°13'S, 75°15'W
Departmento Arequipa	
Jahuay	15°22'S, 74°54'W
Lomas	15°34'S, 74°50'W
Atiquipa	15°48'S, 74°22'W
Capac	15°49'S, 74°06'W
Chàparra	15°50'S, 74°00'W
Chala	15°53'S, 74°12'W
Atico	16°14'S, 73°39'W
Ocoña	16°30'S, 73°06'W
Camaná	16°35'S, 73°06'W
Mollendo	16°55'S, 72°17'W
Cachendo	17°00'S, 71°45'W
Mejia	17°07'S, 71°55'W
Departamento Moquegua	
Ilo	17°45'S, 71°10'W
Departmento Tacna	
Sama Grande	17°48'S, 70°30'W
Tacna	17°50'S, 70°15'W

 ISSN: 1815 - 8242

The flora of Jordan: A Taxonomical revision of Juncaceae

La Flora de Jordania: Revisión Taxonómica de Juncaceae

Saleh Al-Qura'n
Mu'tah University, Faculty of Science, Department of Biology, P.O.Box 26, Karak, JORDAN.
salquran2@yahoo.com

Abstract

A checklist, key and distribution localities were prepared for the Juncaceae family after research into the Jordanian flora was completed. According to the checklist, the Juncaceae family in Jordan includes one genus (*Juncus*) and 14 taxa (species, subspecies and varieties). During research in 2006 and 2008, two new taxa were discovered in the Jordan flora: *Juncus capitatus* Weigel in Azraq salt marshes and wet locations along the south eastern region of Jordan and *Juncus sphaerocarpus* Nees in Funck at Jordan valley near to Dead sea region.
Key words: Flora, Jordan, Juncaceae

Resumen

Se presenta una lista de las localidades, distribución y claves taxonómicas para la familia Juncaceae como resultado de una investigación completa de la flora de Jordania. De acuerdo con la lista de verificación, la familia Juncaceae en Jordania incluye un género (*Juncus*) y 14 taxones (especies, subespecies y variedades). Durante la investigación realizada entre el 2006 y 2008, dos nuevos taxones fueron descubiertos para la flora Jordania: *Juncus capitatus* Weigel en las marismas de Azraq y en los humedales a lo largo de la región sur oriental del Jordán y *Juncus sphaerocarpus* Nees en Funck en el valle del Jordán, cerca de la región del mar Muerto.
Palabras clave: Flora, Jordán, Juncaceae

Introduction

Juncaceae are mostly perennial herbs, tufted or rhizomatous. Inflorescence mainly terminal with simple or compound. Flowers are small, hermaphrodite, actiomorphic, 3-merous, wind pollinated and mostly protogynous. Perianth with 6- segments. This family is represented in Jordan by one genus (*Juncus* L.). Research into the Jordan flora has been investigated and under way since 1966 (Al-Eisawi, 1982; Bernhardt, 1993-2002; Bernhardt & Britvec, 2004; Boulos, 1977; Boulos & El-Eisawi 1978; Boulos & Lehham, 1979; Karim & Al-Qura'n, 1986-1988; Plazibat, 2000; Starmhler, 1998; Stickel *et al.* ,2000; Zohary, 1973; Zohary & Feinbrun-Dothan, 1962-1686). The aim of this study is to formulate a general checklist, keys and distribution localities for plant families were drafted as a result botanical surveys.

Materials and methods

Our research into the Juncaceae family in Jordan included work in the field as well as the analysis of herbarium specimens. Field research was carried out of between 2006–2008. Following the rationale of the project work, the target area included is the salt marshes, ditches, bogs, wetland and swamps distributed in different parts of Jordan from northern parts to the southern ones, and from eastern to the western. Six main localities were surveyed and investigated:

(1) Azraq. (2) Salt marshes of Jordan Valley and Dead Sea.(3) Northern springs. (4) Southern springs. (5) Desert Oases in Jafer and Bayer.(6) Aqaba region. Systematic research, for the most part, was done according to collection of represented samples from the investigates localities to be identified according to the checklist prepared by Al-Eisawi (1982) and Flora Palaestina (1962-1986). In order to determine the distribution of Juncaceae, materials from different herbaria (Jordan University, Yarmouk University, Agricultural center of development at Ministry of Agriculture in Jordan) were used along with our other recent specimen collections of the research area.

Results and discussion

The Juncaceae family within the Flora of Jordan was represented by one genus (*Juncus*) and 16 plant taxa (Table 1). According to the checklist, the *Juncus* is represented by the 16 taxa (12 species, 2 subspecies and 2 varieties). Within the Flora of Jordan, two *Juncus* species *Juncus capitatus* Weigel in Azraq salt marshes and wet locations along the south eastern region of Jordan and *Juncus sphaerocarpus* Nees in Funck at Jordan valley near to Dead Sea region were new recorded and added to the botanical taxa of Jordan flora (see Table 1).

Table 1 Checklist of Juncaceae taxa in Jordan with species, subspecies and varieties

No.	Species, subspecies and varieties	Geographical distribution
1.	*Juncus acutus* L.	(1) + (4) + (6)
2.	*J. acutus* L.subsp. *acutus* Aschers & Graebn	(2) + (3)
3.	*J. acutus* subsp. *littoralis* (C.A.Mey.)Feibr.	(4) + (6)
4.	*J. articulatus* L.	(5) + (6)
5.	*J. bufonius* L.	(1) + (3) + (4)
6.	*J. bufonius* L. Var. *bufonius* Wahlberg	(2) + (6)
7.	*J. bufonius* L. Var. *congestus* Wahlberg	(3) + (4) + (5)
8.	*J. capitatus* Weigel	(1) + (2) + (5)
9.	*J. effusus* L.	(2) + (3) + (4)
10.	*J. fontanesii* J. Gay	(1) + (4) + (6)
11.	*J. inflexus* L.	(3) + (4) + (6)
12.	*J. maritimus* Lam.	(4) + (5)
13.	*J. punctorius* L. fil.	(3) + (4) + (6)
14.	*J. rigidus* Desf.	(1) + (4) + (6)
15.	*J. sphaerocarpus* Nees in Funck	(2) + (4) + (5)
16.	*J. subulatus* Forssk.	(1) + (3) + (4)

It is very difficult sometimes to differentiate among the taxa; for example, *J. fontanesii* J. Gay is different than the species *J. inflexus* L. by the length of the perianth. However, some species may be clearly differentiated in our area not only by morphological parameters, but also by ecological and phenological aspects (*J. fontanesii* J. Gay blooms later than *J. inflexus* L and inhabits dryer habitats).

The *Juncus bufonius* complex in general, as is the case in Jordan, has been insufficiently studied to date, because the species are very similar and systematically are closely related, showing a high degree of phenotypical plasticity as remarked by *Juncus* L. studied, Hence, further taxonomic and experimental studies are necessary as well as molecular investigations. Generally, the plasticity of *Juncus* is very high. In *J. articulatus* L. the water level dynamics and soil nutrients introduce plasticity in morphological parameters and strategy type (Zohary, 1973). However, more research is needed prior to any final decisions.

Determination key

To identify the plant taxa within the family Juncaceae in Jordan, we offer the following adjusted determination key.

JUNCACEAE Juss.

Juncus L.

1. Annual plant 2

1' Perennial plant 6

2. Flowers solitary 3

2' Flowers aggregated in dense of 2–20; seeds 0.3 0.5mm in length. Annual plant, 5-20 cm in height. *J. capitatus*

3. Leaf sheaths with auricules; inner perianth segments brown with central stripe, leathery at edges, equal in length to capsule; flowers in loosely branched cymose inflorescence. Annual herb, 5–30 cm in height. *J. sphaerocarpus*

3' Leaf sheaths without auricles; perianth segments greenish 4

4. Capsule 3–5mmin length; with 6 anthers, anthers at least 2/5 of the length of the filaments. Annual herb, 10–25 (–40) cm in height. *J. bufonius*

4' Capsule 2.5–3.0 mm in length; 3 anthers, anthers at least 1/4– /3 length of filaments. Annual herb, 1–5 (–10) cm in height. *J. arabica*

5. Leaves and bracts filamentous or ± cylindrical or sharply-pointed, typical for *Juncus*-Species 6

5' Leaves otherwise, not situated only at the base or on lower part of plant, but also in the upper parts of the plant or with long terminal bract 12

6. Leaves and bracts sharply-pointed or at least hardy, more than 3mmin diameter 7

6' Leaves and bracts not pointed or hardy, less than 3mmin diameter (important: bracts of *J. inflexus* may be hardy and slightly pointed,but they are thin. 9

7. Perianth segments yellowish-green; capsule of equal length to perianth segments. Perennial plant, 50–100 (–120) cm in height. *J. maritumus*

7' Perianth segments brown to reddish-brown; capsule substantially longer than perianth Segments 8

8. Capsule 4 × 6 mm; 80–120 seeds. Perennial plant, 50–150 cm in height. *J.acutussp.acutus*

8' Capsule 2 × 4 mm; 25–70 seeds. Perennial plant, 50–150 cm in height. *J. subulatus*

9. Stems with cross partitioned cortex, grey or blue-green colour, leaf sheaths blackish-brown to blackish-red. 10

9' Stems with not cross partitioned cortex, leaf sheaths yellowish to reddish-brown 11

10. Capsule same length as perianth segments; plant blue-green colour. – Perennial plant, 30–60 cm in height. *J. inflexus*

10' Capsule 1.5–2 times longer than perianth segments; plant greenish colour Perennial plant, 50–120 cm in height. *J. fontanesii*

11. Stem and leaves shiny dark green colour, smooth, bract appearing as stemat base of inflorescence (virtually) without enlargement; inflorescence mostly ± loose; 6 anthers. Perennial plants, 30–150 cm in height. *J. effusus*

11' Stems and leaves green, not shiny, with 12–13 lengthwise grooves; bract appearing as stem, slightlyenlarged at base of inflorescence; inflorescence very compact, ball-like in appearance; usually with 3 anthers. Perennial plant, (20–) 40–100 cm in height. *J. articulatus*

12. All flowers compacted into 1 (–3) heads; outer perianth segments much longer than inner perianth segments. Annual herb, 3–10 (–15) cm in height. *J. capitatus*

12' Flowers ± solitary, in several groups or mostly in 1–3 heads; all perianth segments ± equal length 13

13. Stem leafless or with only one basal leaf, but with bract directly underneath terminal inflorescence;leaves 1–2 mm thick; perianth segments sharply-pointed. Perennial plant, 15–40 cmin height. *J. rigidus*

13' Stem with one leaf above base (not including bracts directly underneath inflorescences!); leaves 0.5–3.0 mm thick 14

14. Flowers ± solitary (sometimes the highest flowers somewhat approached), each with 2 small bracteoles at base; leaves 1–2mm wide; perianth segments ± rounded 15

14' Flowers in groups; stems thicker than 1 mm; most leaves >1 mm in width, not very hardy; plant generallytaller than 30 cm, grasslike in appearance 16

15. Perianth segments 2–3 mm, almost half the length of the capsule. Perennial plant, 15–30 cmin height. *J. punctorius*

15' Perianth segments 4 mm in length, equal in length to capsule. Perennial plant, 15–50 cm in heigh. 18

16. Leaves lengthwise and transverse septa. The septa filled with spider-like cortex, all perianth segments blunt. Perennial plant, 50–120 cm in height. *J. subulatus*

16' Leaves only transverse septa. The septa filled with spider-like cortex or completely hollow; all perianth segments sharply-pointed 17

17. Internal leaf septa completely hollow (without spider-like cortex); stem erect; capsule brown, gradually lengthwise tapered; longer than perianth segments; plant reproduces by rhizomes. *J. acutus* L. subssp. *littoralis*

17' Internal leaf septa at least with solitary spider-like cortex or complete spider-like cortex; stem erect or ascending; capsule short tapered or egg-shaped 18

18. Leaves 5–7 – angled in cross-section, when fresh show exceptionally pronounced lengthwise stripes; capsule with clearly visible, long, frequently slanted beak, equal in length to perianth segments; perianth segments sharply-pointed. *J.effusus*

18' Leaves round or elliptical in cross-section, without lengthwise stripes; capsule with short, spiky tip, longer than perianth segments; all perianth segments equal in length, inner perianth segments blunt. Perennial, 10–60 cm in height. *J. articulatus*

Distribution

During research in 2006 and 2008, two new taxa were established in the flora of Jordan: *Juncus capitatus* Weigel in Azraq salt marshes and wet locations along the south eastern region of Jordan and *Juncus sphaerocarpus* Nees in Funck at Jordan valley near to Dead sea region.

We also established the presence of the following taxa: *Juncus acutus* L., *J. acutus* L.subsp. *acutus* Aschers & Graebn, *J. acutus* L. subsp. *littoralis* (C.A.Mey.)Feibr, *J. articulatus* L., *J. bufonius* L., *J. bufonius* L. Var. *bufonius* Wahlberg, *J. bufonius* L. Var. *congestus* Wahlberg, *J. effusus* L., *J. fontanesii* J. Gay, *J. inflexus* L., *J. maritimus* Lam., *J. punctorius* L. fil, *J. rigidus* Desf. and *J. subulatus* Forssk. *Juncus* L. was found at the wet border of pools inside of sheep grazing meadows. Grazing seems to be an important factor to promote open spaces that can be colonized by the *Juncus* species. The most widely distributed taxa in the coastal regions of Aqaba and Dead sea in Jordan rift valley, in highly saline locations, are *J. maritimus* and *J. acutus* ssp. *acutus*, which also appears in non-saline environments, while the species *J. inflexus* and *J. articulatus* are also widely distributed in the interior of Jordan at northern and southern springs. On typical saline marshes, such as at the Jordan valley and dead sea region, we frequently find *J. rigidus* Desf. To complete studies about the distribution and variation of species from the Juncaceae family, further research is necessary. Presumably, the presentation of a determination key indicates pending activities of collection and to mapping of *Juncus* taxa.

Literature cited

Al-Eisawi, D. 1982. List of Jordan Vascular plants, Jordan University, Amman. PP 85-90

Bernhardt, K. G. 1995: Unterschiedliche Besiedlungsstrategien von *Juncus articulatus*

Bernhardt, K. G. 1993: Populations ekologische Untersuchungen an *Juncus bufonius* an

Bernhardt, K.G. 2002: Checklist für die Juncaceae. Carinthia 2, 545–602.

Bernhardt, K.G. & Brivitec, M. 2004: The flora of Istria: Juncaceae. Proc. Abstr. Croatian

Boulos L. 1977. On the flora of El-Jafer- Bayir desert. Candollea 32: 99-110 .

Boulos L. & D. El-Eisawi. 1978. On the flora of Ras en Naqab. Candollea 32: 81-98 .

Boulos L. & J. Lehham. 1979. On the desert flora north east of Aqaba. Candollea 32: 99-110.

Karim F & S. Al-Qura'n. 1986. Medicinal plants of Jordan. Yarmouk University, Irbid, Jordan.

Karim, F & S. Al-Qura'n. 1987. Poisonous plants of Jordan. Yarmouk University press, Irbid, Jordan.

Karim, F. & S. Al-Qura'n. 1988. Wild Flowers of Jordan. Yarmouk University press, Irbid, Jordan.

Plazibat, M. 2000: Juncaceae Juss. *In*: Nikoli, T. (ed.), Flora Croatica, pp 240-410.

Starmhler, W. 1998: Vorarbeiten zu einer Flora von Istrien. Carinthia 2, 535–576.

Stickel, F.; G. Egerer & H. K. Seitz. 2000. Hepatotoxicity of botanicals. Public health nutrition 3: 113-124 .

Zohary, M. 1973. Geobotanical foundations of the middle east. Gustav. Fisher Verlag, Stuttgart. Pp 39-54.

Zohary, M. & N. Feinbrun-Dothan. 1962-1686. Flora Palaestina, Jerusalem. Pp 34-200.

Bomarea longipes y *Bomarea spissiflora* (Alstroemeriaceae) dos nuevos registros para la flora de Perú

Bomarea longipes and *Bomarea spissiflora* (Alstroemeriaceae) two new records for the flora of Peru

Eric F. Rodríguez Rodríguez
Herbarium Truxillense (HUT), Universidad Nacional de Trujillo, Jr. San Martín 392, Trujillo, PERÚ.
efrr@unitru.edu.pe

Anton Hofreiter
Ludwig-Maximilians-Universität, Department Biologie I, Bereich Biodiversitätsforschung, Abteilung Systematische Botanik, Menzingerstraße 67, D-80638 München, GERMANY. *hofreiter@freenet.de*

José R. Campos de la Cruz
Museo de Historia Natural de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Av. Arenales 1256, Aptdo. 14-0434, Lima-14, PERÚ. *joricampos@yahoo.es*

David A. Neill
Missouri Botanical Garden, P.O. Box 299, St. Louis, Missouri 63166-0299, U.S.A. Herbario Loja, Universidad Nacional de Loja, Casilla 11-01-249, Loja, ECUADOR. *david.neill@mobot.org*

Resumen

Se registran por primera vez para la flora de Perú a *Bomarea longipes* Baker y *Bomarea spissiflora* Harling & Neuendorf (Alstroemeriaceae) pertenecientes a *Bomarea* Mirbel subgénero *Bomarea* Baker. Estas especies conocidas como endémicas para Ecuador, fueron detectadas en el norte de Perú (provincia San Ignacio, departamento Cajamarca). Se encuentran restringidas a la Región fitogeográfica Amotape-Huancabamba.

Palabras clave: *Bomarea longipes, Bomarea spissiflora*, Alstroemeriaceae, nuevos registros, Perú.

Abstract

Bomarea longipes Baker and *Bomarea spissiflora* Harling & Neuendorf (Alstroemeriaceae) represent two new records for the Peruvian flora. These species belonging to *Bomarea* Mirbel subgenus *Bomarea* Baker, were considered endemic to Ecuador, were detected in northern Peru (province of San Ignacio, department of Cajamarca) and they are restricted to the phytogeographic Region Amotape-Huancabamba.

Key words: *Bomarea longipes, Bomarea spissiflora*, Alstroemeriaceae, new records, Peru.

Introducción

El género *Bomarea* propuesto por Mirbel (1804) se distribuye desde México hasta Argentina/Chile, restringido casi a la cordillera americana, encontrándose su centro de diversidad en los Andes de Ecuador y Perú. Habita desde la base de los Andes hasta 5200 m de altitud. A excepción de pantanos se puede encontrar especies en casi todos los tipos de hábitat (e.g.: *lomas* en los desiertos, entre las rocas, bosques de neblina, jalca, puna, selvas tropicales); pueden ser hierbas terrestres, epífitas o crecer en amortiguadores de musgo; y su forma de vida puede ser voluble o de crecimiento erguido (Hofreiter & Tillich, 2002; Hofreiter & Rodríguez, 2005, 2006; Hofreiter, 2007).

Actualmente este taxón se encuentra dividido en 4 subgéneros y varios "grupos informales de especies": *Baccata* Hofreiter (3 especies), *Bomarea* s.str. Baker (ca. 70 especies), *Sphaerine* (Herb.) Baker (12 especies) y *Wichuraea* (M. Roemer) Baker (18 especies) (Hofreiter & Tillich, 2002). Los subgéneros *Wichuraea, Sphaerine* y *Baccata* han sido estudiados críticamente (Hofreiter & Tillich, 2002, 2003; Hofreiter, 2006a; Hofreiter, 2008a). El subgénero *Bomarea* ha sido revisado parcialmente (Hofreiter 2006b, 2008b).

En el Perú el género *Bomarea* está bien caracterizado. La primera revisión fue efectuada por Killip (1936). Sobre la base, de ésta revisión y de las nuevas adiciones al género (Vargas, 1943, 1944, 1945, 1946, 1954, 1965, 1969; Smith & Gerau, 1991), en el Catalogo de las Angiospermas y Gimnospermas del Perú se listan a 78 especies, de ellas 37 son endémicas (Brako & Jørgensen, 1993). Sin embargo, muchas de las especies son sinónimos taxonómicos y otras han perdido su estado de endémicas, para lo que era necesaria una nueva revisión. Desde entonces, se han sucedido una serie de cambios y adiciones: Hofreiter & Tilich (2003) rehabilitan a *B. andimarcana* (Herb.) Baker, considerada como sinónimo de la buena especie *B. crocea* (Ruiz & Pav.) Herb., luego indican que *B. densifolia* Vargas debe ser *B. andimarcana* subsp. *densifolia* (Vargas) Hofreiter y además es descrita una especie nueva nombrada como *B. vargasii* Hofreiter (ver también Ulloa Ulloa *et al.*, 2004). En el año 2004 fue descrita *B. alstroemeroides* Hofreiter & E. Rodr. perteneciente al subgénero *Bomarea* s.str. (Hofreiter & Rodríguez, 2004) y *Bomarea peruviana* Hofreiter incluida en el subgénero *Wichuraea* (Hofreiter, 2004). Teniendo en cuenta a Brako & Jørgensen (1993), Ulloa Ulloa *et al.* (2004), Hofreiter & Tilich (2003), Hofreiter & Rodríguez (2004) y Hofreiter (2004) son reconocidas 22 especies endémicas para el Perú (León & Salinas, 2006). Luego son adicionadas al subgénero *Sphaerine* 2 especies nuevas: *B. foertheriana* Hofreiter y *B. huanuco* Hofreiter (Hofreiter, 2006a). Con estos antecedentes, después de casi 70 años del trabajo de Killip, se efectúo la segunda revisión del género *Bomarea* en el año 2006 (Hofreiter & Rodríguez, 2006). En esta reciente revisión se indican a 68 especies de *Bomarea*, de ellas 43 especies pertenecen al subgénero *Bomarea*, 9 especies al subgénero *Sphaerine* y 16 especies al subgénero *Wichuraea*. Seis de las especies del género *Bomarea* son nuevas para la ciencia: *B. amazonica* Hofreiter & E. Rodr., *B. libertadensis* Hofreiter & E. Rodr., *B. lopezii* Hofreiter & E. Rodr., *B. macusanii* Hofreiter & E. Rodr., *B. pseudopurpurea* Hofreiter & E. Rodr. y *B. weigendii* Hofreiter & E. Rodr.. Se debe indicar que el subgénero *Baccata* no se encuentra en el Perú (Hofreiter & Rodríguez, 2004, 2006).

Colecciones recientes en las cordilleras del Cóndor y Huarango en los departamentos de Amazonas y Cajamarca, se han encontrado nuevos registros para el Perú y compartidos con Ecuador: *B. brachysepala* Benth. y *B. oxytepala* Harling & Neuendorf (Rodríguez *et al.*, 2006).

Revisando material de *Bomarea* de la provincia San Ignacio (Cajamarca), resultado de las colecciones de los proyectos del Programa Flora del Perú y proyecto binacional "Flora de la Cordillera del Cóndor de Ecuador y Perú, 2005-2007" desarrollados por el Missouri Botanical Garden (MO), se han encontrado varias especies [*B. amazonica* Hofreiter & E. Rodr., *B. densiflora* Herb., *B. dissitifolia* Baker, *B. distichifolia* (Ruiz & Pav.) Baker, *B. glaucescens* (Kunth) Baker, *B. longipes* Baker, *B. oxytepala* Harling & Neuendorf, *B. pardina* Herb., *B. spissiflora* Harling & Neuendorf, *B. torta* (Kunth) Herb., entre otras]. De ellas, se puede notar claramente que *B. longipes* Baker y *B. spissiflora* Harling & Neuendorf son dos nuevos registros para la flora peruana anteriormente citados en Rodríguez *et al.* (2008, 2009, 2010), pero no se ha sustentado con colecciones de herbario o exsiccata, hecho que aquí es subsanado. El objetivo del presente trabajo es validar a *B. longipes* y *B. spissiflora* como nuevos registros para la flora de Perú, basado en colecciones originales realizadas en la provincia San Ignacio, departamento Cajamarca, Perú.

Materiales y métodos

El estudio está basado en la revisión de material depositado en los siguientes herbarios: HUT, MO y USM (acrónimos en Holmgren *et al.*, 1990), en las colecciones y observaciones directas de campo efectuadas en

diferentes viajes a localidades de los Andes de la provincia de San Ignacio, departamento Cajamarca, Perú, como resultado de las colecciones de los proyectos del Programa Flora del Perú y proyecto binacional "Flora de la Cordillera del Cóndor de Ecuador y Perú, 2005-2007". Adicionalmente, se consultaron las siguientes bases de datos disponibles: Jardín Botánico de Missouri (MO) W3 TROPICOS (http://tropicos.org) (Solomon, 2011) e International Plant Names Index (http://www.ipni.org) (IPNI, 2011).

El proceso de herborización de material botánico (Recolección de muestras) para el estudio crítico se efectuó según Rodríguez & Rojas (2002). Asimismo, se tomaron datos «in situ» de la morfología, hábito y datos generales sobre la distribución y ecología de las especies (Rodríguez & Rojas, 2002; Hofreiter & Rodríguez, 2006). Adicionalmente al trabajo de campo se fijó y conservó material en líquido (alcohol etílico al 70% o AFA) para estudiar la estructura floral.

Para las descripciones taxonómicas de cada especie se emplearon las características exomorfológicas siguiendo lo establecido en Harling & Neuendorf (2003) y Hofreiter & Rodríguez (2006).

El material botánico fue depositado principalmente en los herbarios: HUT, MO y USM.

Son presentados, la descripción, discusión taxonómica con sus relacionados, el material examinado, así como la distribución geográfica, ecología y estado de conservación para las dos especies de la provincia San Ignacio, restringidas a la zona fitogeográfica de Amotape-Huancabamba (Weigend, 2002).

Resultados y Discusión

Como resultado de la evaluación del material de herbario (exsiccata) y de campo, se presentan dos nuevos registros para la flora peruana:

1. ***Bomarea longipes*** Baker, J. Bot. 20: 204. 1882. Figura 1A-C.

Tipo: ECUADOR: Prov. Loja?, Cruz Grande, 2800 m, 1876, *André 4614* (Holótipo: K).

Bejuco, 1-2 m de expansión, apoyante o trepador, tallo delgado, alrededor 0,4 cm de diámetro, terete, glabro, no recurvado en el ápice. Hojas dispersas, pecioladas (pecíolos hasta 1,8 cm de largo), láminas subcoriáceas, ovadas, acuminadas a cuspidadas en el ápice, redondeadas en la base, planas, nervaduras prominentes en ambos lados, cara adaxial glabra, cara abaxial ligeramente villosa, 10-11,5 cm de largo y 4-4,5 cm de ancho. Inflorescencia umbeliforme, simple, laxiflora, ca. 8-flora; brácteas involucrales-4, oblongo-lanceoladas, 2,5-4,5 × 1,5-2 cm, pubescencia igual a las hojas; pedicelos 12-13 cm de longitud, glabros, oscuramente bracteolados cerca de la base. Flores infundibuliformes; hipantio angostamente obturbinado, glabro; tépalos externos oblanceolados, iguales a los tépalos internos en longitud, rosados a violáceos, 3-3,5 cm de largo y 0,8 cm de ancho; tépalos internos unguiculados, limbo oblanceolado, ápice obtuso a ligeramente agudo, amarillo a anaranjado, internamente con escasas máculas marrones, uña glabra y amarillenta, 3-3,5 × 0,6-0,9 cm; estambres con el filamento casi de igual longitud que el perianto, glabro, anteras oblongas, 5-9 × 2-4 mm. Cápsula y semilla no vistas.

Material estudiado:

PERÚ. **Dpto. Cajamarca**, Provincia San Ignacio, Distrito San José de Lourdes, Cerro Bolo y/o La Yegua. Camino al Cerro Picorana, 2500 m, 04°59'00"S 078°53'00"W, 05 Diciembre 1998, *C. Díaz & S. Fernández 10235* (HUT, MO, USM). Tabaconas. Santuario Nacional Tabaconas-Namballe. Bosque primario con predominancia de *Chusquea*. Quebrada Chichilapa Grande. Camino al páramo, 2600-2800 m, 05°15'00"S 079°18'00"W, 12 Noviembre 1998, *J. Campos, M. Tenorio, O. García & M. Mejía 5658* (fr.) (HUT, MO, USM), *5661*(fl.) (HUT, MO). Distrito Huarango: Cordillera Huarango, El Romerillo, Bosque arbustado primario sobre suelo de arenisca blanca en la cresta de la Cordillera, 2300 m, 05°16'12"S 078°40'28"W, 14 Julio 2005, *E. Rodríguez. E. Alvítez & S. Arroyo 2775* (HUT, LOJA, MO, QCNE, USM).

B. longipes Baker pertenece al subgénero *Bomarea* Baker. Es una especie muy característica y hasta

el momento no relacionada con otras especies ecuatorianas. Sin embargo, se encuentra estrechamente relacionada con *B. crinita* Herb., una especie que habita en el norte del Perú, con la cual comparte la forma de los tépalos externos e internos, así como la longitud de los pedicelos florales; pero difiere con esa especie en el tallo glabro (vs. finamente pubescente), hojas mucho más anchas (10-11,5 × 4-4,5 cm vs. 5-8 × ca. 1 cm), brácteas involucrales oblongo-lanceoladas (vs. setiformes), pedicelos glabros (vs. pubescentes) y flores mucho más cortas (ver Harling & Neuendorf, 2003; Hofreiter & Rodríguez, 2006).

Especie trepadora crece en los bosques enanos y esclerófilos, cuyo sustrato es roca de arenisca en las crestas de las cordilleras subandinas (ver colecciones), entre 2300-2800 m de altitud, generalmente asociada con *Smilax* sp. (Smilacaceae), *Dioscorea* sp. (Dioscoreacae), *Ilex obtusata* Triana & Planch. (Aquifoliaceae), *Epidendrum stenocalymmum* Hágsater & Calatayud y *Maxillaria* sp. (Orchidaceae), *Macrocarpaea ericii* J.R. Grant y *Symbolanthus mathewsii* subsp. *vaccinioides* J.E. Molina & Struwe subsp. nov. (Gentianaceae), *Dillandia subumbellata* V.A. Funk & H. Rob. (Asteraceae), *Miconia* sp. (Melastomataceae), *Chusquea* sp. (Poaceae), Araceae, Chloranthaceae, Ericaceae, Lauraceae, Rubiaceae, entre otras.

Las características actuales de la flora, incluida *B. longipes*, en las partes altas de las cordilleras subandinas son el reflejo de la actividad antrópica. Incendios periódicos propiciados por transeúntes, así como la construcción de caminos y carreteras, son la amenaza permanente, ejerciendo un impacto negativo en la biodiversidad en general.

Harling & Neuendorf (2003) mencionan que esta especie debe ser extremadamente rara, debido a que sólo se conoce del material tipo, es decir no ha sido recolectada desde 1876, por lo tanto podría estar extinta. Es así que Valencia *et al.* (2000) en "Libro Rojo de las Plantas Endémicas del Ecuador 2000" la consideran En Peligro Critico CR B1ab(iii) (ver UICN, 2001). Sin embargo, las colecciones citadas en el norte de Perú, mas las efectuadas recientemente en Ecuador [Prov. Zamora-Chinchipe: Tapichalaca, 2570 m, 04°29'04"S 79°07'59"W, 4 December 2006, *D. Neill 15360* (LOJA, MO, QCNE). Prov. Zamora-Chinchipe: Tapichalaca, 2550 m,25 September 2007, *D. Neill, C. Davidson & S. Christoph 15987* (MO, QCNE) (ver Solomon, 2011)] nos indicaría que es necesaria una nueva categorización.

2. ***Bomarea spissiflora*** Harling & Neuendorf, Fl. Ecuador 71: 44-46, fig. 14. 2003. Figura 1D-G.

Tipo: ECUADOR: Prov. Morona-Santiago: 3 km N of Tucumbatza, 1200 m, 19 April 1985, *G. Harling & M. Andersson 24320* (Holótipo: GB).

Bejuco, 1-2 m de expansión, apoyante o trepador, tallo delgado, 0,1-0,2 cm de diámetro, terete, densamente pubescente en la parte superior, no recurvado en el ápice. Hojas dispersas, pecioladas [pecíolos 0,4-1,3(-1,8) cm de largo], láminas membranáceas, ampliamente lanceoladas a ovadas, acuminadas a cuspidadas en el ápice, redondeadas en la base, planas, nervaduras prominentes en ambos lados, cara adaxial y abaxial glabras, (8-)10-16 × (2-)3,5-6(-7) cm. Inflorescencia umbeliforme, compuesta, densiflora, hasta 12-flora; brácteas involucrales ampliamente lanceoladas a ovadas, acuminadas, pilosas en los márgenes, 0,8-1,6 × 0,4-0,9 cm; pedúnculos hasta 0,5 cm de longitud, densamente rojo-hirsutos, pelos simples, multicelulados, de 1 mm de longitud; pedicelos flexuosos, pubescencia igual a los pedúnculos, sostenidas por una bractéola en cada bifurcación, 1,4-2 cm de largo, bractéolas lanceoladas o triangulares, 0,6-1 × 0,2-0,5 cm. Flores infundibuliformes; hipantio obturbinado, densamente rojo-hirsuto; tépalos externos iguales a los tépalos internos en longitud, raramente mas corto, oblanceolados a oblongos, cornudos, cuernos vestigiales diferentes pero cortos, usualmente 0,5-1(-2) mm, rojos, a menudo con máculas oscuras externa y distalmente, pubescencia roja externamente, pálida internamente, 1,8-2,2 de largo y 0,7-0,8 cm de ancho; tépalos internos unguiculados, limbo angostamente espatulado, ápice mucronado, amarillo, abundantes máculas marrones a oscuro púrpura internamente, uña glabra y amarilla, 1,8-2,2 × 0,4-0,5 cm; filamentos ligeramente pubérulos, 16-18 mm, anteras oblongas, 3 × 2 mm; estilo hasta 20 mm, subglabro. Cápsula y semilla no vistas.



Fig. 1. A-C. ***Bomarea longipes*** Baker (*E. Rodríguez, E. Alvítez & S. Arroyo 2775*). **A.** Hábitat (cordillera Huarango). **B.** Rama florífera. **C.** Flor. **D-G.** ***Bomarea spissiflora*** Harling & Neuendorf (*E. Rodríguez, S. Arroyo & J. Núñez 3103*). **D.** Hábitat (bosque sobre el poblado El Romerillo). **E.** Rama florífera. **F.** Inflorescencia. **G.** Flor.

Material estudiado:

PERÚ. **Dpto. Cajamarca**, Provincia San Ignacio, Distrito San José de Lourdes. Localidad Camaná. Bosque primario. 2000-2200 m, 05° 00' 00" S - 078° 55' 00", 20 Marzo 1997, *J. Campos & S. Corrales 3587* (HUT, MO).Distrito San José de Lourdes. Localidad Selva andina, bosque primario fragmentado, 1800 m, 04° 59' 37" S - 078° 53' 35" W, 22 Junio 2001, *E. Vicuña 324* (HAO+, HUT). Distrito Huarango. Cordillera Huarango (prolongación al sur de la Cordillera del Cóndor). Sector El Romerillo. Bosque primario arbolado, sobre suelo negro, inmediatamente debajo de la Cordillera, lado occidental, 1740 - 1880 m, 05° 16' 35" S - 078° 42' 16" W, 03 Mayo 2006, *E. Rodríguez, S. Arroyo & J. Núñez 3103* (HUT).

B. spissiflora Harling & Neuendorf pertenece al subgénero *Bomarea* Baker. La especie peruana con la que se encuentra mas estrechamente relacionada es *B. campylophylla* Killip proveniente de Vilcabamba [colección tipo: *F. Macbride 4961* (US!, B!, K!)]; sin embargo difiere en que la lámina de la hoja es mucho mas angosta (8-12 × 0,3-0,8 cm), las brácteas involucrales son mucho más largas (b.i. de las flores primarias similares a las hojas, b.i. de las flores secundarias 4-6 × ca. 1 cm), la inflorescencia es menos densa, y las flores mucho más pequeñas con los sépalos sin el cuerno (ver Harling & Neuendorf, 2003; Hofreiter & Rodríguez, 2006).

Especie típica de bosque vive en la base de las cordilleras subandinas en suelos negros de humificación variable, generalmente en los remanentes de bosques primarios (e.g. Romerillo), entre 1740-2200 m de altitud, asociada con *Chaetocarpus echinocarpus* (Baill.) Ducke (Euphorbiaceae), *Inga* sp. (Fabaceae), *Cinchona scrobiculata* Bonpl., *Stilpnophyllum oellgaardii* L. Andersson (Rubiaceae), *Geonoma jussieuana* Mart. (Arecaceae), *Clibadium surinamense* L., *Mikania decora* Poepp. (Asteraceae), *Corynaea crassa* Hook. f. (Balanophoraceae), *Macrocarpaea harlingii* J.S. Pringle (Gentianaceae), *Scaphyglottis punctulata* (Rchb. f.) C. Schweinf. (Orchidaceae), *Cissus obliqua* Ruiz & Pav. (Vitaceae), *Hedyosmum racemosum* (Ruiz & Pav.) G. Don (Chloranthaceae), *Huberia peruviana* Cogn. (Melastomataceae), Annonaceae, Clusiaceae, Lauraceae, Malpighiaceae, entre otras.

Harling & Neuendorf (2003) consideran a esta especie como endémica para Ecuador [Prov. Morona-Santiago: Cordillera del Cutucu, Asociación Shuar Sevilla. Comunidad Angel Ruby, 1064 m, 02°21'41"S 078°02'24"W, 26 marzo 2002, *L. Suin, F. Nicolalde, B. Atamaint & S. Tserem 1264* (MO, QCNE). Prov. Morona-Santiago: Cordillera del Cutucu, Asociación Shuar Sevilla. Comunidad Angel Ruby, 1050 m, 02°21'39"S 078°04'08"W, 8 junio 2002, *L. Suin, R. Zhunio, B. Antamaint & V. Jimbikit 1995* (MO, QCNE). Prov. Pichincha: 1600 - 1800 m, 00°12'S 078°47'W, 08 Feb 1990, *C. Cerón & C. Iguago 8488* (MO). Prov. Zamora-Chinchipe: Road in construction Zamora-Zumba (along Rio Jamboe), km 5-12, 1000 - 1200 m, *Harling & Andersson 13894* (GB) (ver Solomon, 2011; para mas colecciones en Ecuador ver Harling & Neuendorf, 2003)]. Sin embargo, con las colecciones efectuadas en Perú deja el estado de endémica y amplía su distribución geográfica sureña hacia la Prov. San Ignacio (Dpto. Cajamarca). La amenaza para esta especie es por la constante perdida de hábitat, los bosques están siendo destruidos aceleradamente ya sea para ampliar la frontera agrícola o para aprovechar los recursos madereros por parte de los lugareños.

Las dos especies se encuentran restringidas a la Región fitogeográfica Amotape-Huancabamba ubicada entre el sur del Ecuador y norte del Perú (Weigend, 2002). De las 5 regiones geográficas en que se dividen las cordilleras de Perú y áreas adyacentes (Baumann, 1988; Berry, 1982; Duellman, 1979; Simpson, 1975, 1979; Weigend, 2002), esta región considerada de elevada riqueza endémica es la segunda en número de especies para el género *Bomarea* (33 especies).

Con las dos nuevas especies aquí presentadas, para el Perú existen 71 especies de *Bomarea*; de ellas 46 especies pertenecen al subgénero *Bomarea*, 9 especies al subgénero *Sphaerine* y 16 especies al subgénero *Wichuraea* (ver Tabla 1, comparar con Hofreiter & Rodríguez, 2006).

Tabla 1. Especies de *Bomarea* para el Perú (para sinónimos ver Hofreiter & Rodríguez, 2006).

	Especies:	Subgénero:
1.	***Bomarea albimontana*** Smith & Gereau	*Wichuraea*
2.	***B. alstroemeroides*** Hofreiter & E. Rodr.	*Bomarea* s.str.
3.	***B. amazonica*** Hofreiter & E. Rodr.	*Bomarea* s.str.
4.	***B. ampayesana*** Vargas	*Wichuraea*
5.	***B. andimarcana*** (Herb.) Baker	*Wichuraea*
6.	***B. angulata*** Benth.	*Bomarea* s.str.
7.	***B. angustissima*** Killip	*Bomarea* s.str.
8.	***B. aurantiaca*** Herb.	*Bomarea* s.str.
9.	***B. boliviensis*** Baker	*Bomarea* s.str.
10.	***B. brachysepala*** Benth.	*Sphaerine*
11.	***B. bracteata*** (Ruiz & Pav.) Herb.	*Wichuraea*
12.	***B. brevis*** (Herb.) Baker	*Sphaerine*
13.	***B. campanularia*** Harling & Neuendorf	*Bomarea* s.str.
14.	***B. campylophylla*** Killip	*Bomarea* s.str.
15.	***B. chaparensis*** Hofreiter	*Bomarea* s.str.
16.	***B. coccinea*** (Ruiz & Pav.) Baker	*Sphaerine*
17.	***B. cordifolia*** (Ruiz & Pav.) Herb.	*Bomarea* s.str.
18.	***B. cornigera*** Herb.	*Bomarea* s.str.
19.	***B. cornuta*** Herb.	*Bomarea* s.str.
20.	***B. crassifolia*** Baker	*Bomarea* s.str.; complejo *B. setacea*
21.	***B. crinita*** Herb.	*Bomarea* s.str.
22.	***B. crocea*** (Ruiz & Pav.) Herb.	*Bomarea* s.str.; complejo *B. setacea*
23.	***B. densiflora*** Herb.	*Bomarea* s.str.
24.	***B. denticulata*** (Ruiz & Pav.) Herb.	*Bomarea* s.str.
25.	***B. dispar*** Herb.	*Bomarea* s.str.
26.	***B. dissitifolia*** Baker	*Bomarea* s.str.
27.	***B. distichifolia*** (Ruiz & Pav.) Baker	*Sphaerine*
28.	***B. dolichocarpa*** Killip	*Bomarea* s.str.
29.	***B. dulcis*** (Hook.) Beauverd	*Wichuraea*
30.	***B. endotrachys*** Kraenzl.	*Bomarea* s.str.; complejo *B. setacea*
31.	***B. engleriana*** Kraenzl.	*Wichuraea*
32.	***B. formosissima*** (Ruiz & Pav.) Herb.	*Bomarea* s.str.
33.	***B. foertheriana*** Hofreiter	*Sphaerine*
34.	***B. glaucescens*** (Kunth) Baker	*Wichuraea*
35.	***B. goniocaulon*** Baker	*Bomarea* s.str.
36.	***B. hartwegii*** Baker	*Bomarea* s.str.
37.	***B. herrerae*** Vargas	*Bomarea* s.str.
38.	***B. huanuco*** Hofreiter	*Sphaerine*
39.	***B. involucrosa*** (Herb.) Baker	*Wichuraea*
40.	***B. latifolia*** (Ruiz & Pav.) Herb.	*Bomarea* s.str.
41.	***B. libertadensis*** Hofreiter & E. Rodr.	*Wichuraea*
42.	***B. longistyla*** Vargas	*Wichuraea*
43.	***B. longipes*** Baker	*Bomarea* s.str.
44.	***B. lopezii*** Hofreiter & E. Rodr.	*Bomarea* s.str.
45.	***B. macusani*** Hofreiter & E. Rodr.	*Bomarea* s.str.

46.	***B. multipes*** Benth.	*Bomarea* s.str.
47.	***B. nematocaulon*** Killip	*Bomarea* s.str.
48.	***B. nervosa*** (Herb.) Baker	*Sphaerine*
49.	***B. obovata*** Herb.	*Bomarea* s.str.
50.	***B. ovata*** (Cav.) Mirb.	*Bomarea* s.str.
51.	***B. oxytepala*** Harling & Neuendorf	*Bomarea* s.str.
52.	***B. pardina*** Herb.	*Bomarea* s.str.
53.	***B. parvifolia*** Baker	*Wichuraea*
54.	***B. peruviana*** Hofreiter	*Wichuraea*
55.	***B. porrecta*** Killip	*Wichuraea*
56.	***B. pseudopurpurea*** Hofreiter & E. Rodr.	*Bomarea* s.str.
57.	***B. pumila*** Griseb. ex Baker	*Sphaerine*
58.	***B. purpurea*** (Ruiz & Pav.) Herb.	*Bomarea* s.str.; complejo *B. setacea*
59.	***B. rosea*** (Ruiz & Pav.) Herb.	*Bomarea* s.str.
60.	***B. secundifolia*** (Ruiz & Pav.) Baker	*Sphaerine*
61.	***B. setacea*** (Ruiz & Pav.) Herb.	*Bomarea* s.str.; complejo *B. setacea*
62.	***B. speciosa*** Killip	*Bomarea* s.str.
63.	***B. spissiflora*** Harling & Neuendorf	*Bomarea* s.str.
64.	***B. superba*** Herb.	*Bomarea* s.str.
65.	***B. tarmensis*** Kraenzl.	*Bomarea* s.str.
66.	***B. tribrachiata*** Kraenzl.	*Bomarea* s.str.
67.	***B. torta*** (Kunth) Herb.	*Wichuraea*
68.	***B. uncifolia*** Herb.	*Bomarea* s.str.
69.	***B. vargasii*** Hofreiter	*Wichuraea*
70.	***B. velascoana*** Vargas	*Wichuraea*
71.	***B. weigendii*** Hofreiter & E. Rodr.	*Bomarea* s.str.

Agradecimientos

Los autores expresan su gratitud a los Directores y Curadores de los herbarios HAO, HUT, MO y USM, por hacer posible la revisión de sus colecciones. EFRR, agradece a las autoridades de la Universidad Nacional de Trujillo y Herbarium Truxillense (HUT), Trujillo, Perú; AH al Department Biologie I, Biodiversitätsforschung, Ludwig-Maximilians-Universität, München, Germany; JCC al herbario USM; y DAN al Missouri Botanical Garden (MO) por el apoyo, permisos y facilidades brindados en la presente investigación. A *John D. and Catherine T. Mac Arthur Foundation* y National Science Foundation (NSF) por el soporte del Proyecto Flora del Perú y Proyecto Binacional «Inventario Botánico de la Región de la Cordillera del Cóndor, Ecuador y Perú, 2005-2007» respectivamente, al Missouri Botanical Garden (MO) y al Herbarium Truxillense (HUT) instituciones cooperantes, y al Instituto Nacional de Recursos Naturales (INRENA, Autorización N° 013 C/C-2005-INRENA-IANP). Un agradecimiento especial a nuestro recordado maestro Dr. Arnaldo López Miranda (HUT) por sus enseñanzas y haber dirigido los trabajos de campo e investigación en el Norte del Perú. Al Dr. Michael O. Dillon (F) e Ing. Rodolfo Vásquez M. (MO) por su constante ayuda en los estudios de la Flora del Perú, al ornitólogo estadounidense Todd Mark por el apoyo logístico y con literatura, a la Dra. Betty Millán (Directora del Museo de Historia Natural de la U.N.M. San Marcos) y a la Dra. Haydeé Montoya (Jefa del Herbario USM) por la ayuda científica para al tercer autor, a Segundo Leiva G. y Mario Zapata C. (ambos HAO) por permitir la divulgación del presente estudio.

Literatura citada

Baumann, A. F. 1988. Geographische Verbreitung und Ökologie südamerikanischer Hochgebirgspflanzen. Dissertation, Philosophische Fakultät II, Universität Zürich.

Berry, E. P. 1982. The systematics and evolution of *Fuchsia* sect. *Fuchsia* (Onagraceae). Ann. Missouri Bot. Gard. 69: 1-198.

Brako, L. & P. Jørgensen. 1993. Liliaceae: *Bomarea*. *In*: Brako, L. & J. Zarucchi (1993): Catalogue of the Flowering Plants and Gymnosperms of Peru. Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Garden. 45: 607-611.

Duellman, W. E. 1979. The herpetofauna of the Andes: patterns of distribution, origin, differentiation, and present communities. In: Duellman, W. E. (ed.): The South American Herpetofauna: Its Origin, Evolution, and Dispersal: 371 – 459. Monogr. Mus. Nat. Hist., Univ. Kansas, no. 7.

Harling, G. & M. Neuendorf. 2003. Alstroemeriaceae. *In* Harling, G. & L. Andersson (Eds,). Flora of Ecuador 71: 3-108.

Hofreiter, A. 2004. A new species of *Bomarea* Mirbel, subgenus *Wichuraea* (M. Roem.) Baker (Alstroemeriaceae). Feddes Repert. 115(5-6): 438-440.

Hofreiter, A. 2006a. Revision of *Bomarea* Mirb. subgenus *Sphaerine* (Herb.) Baker (Alstroemeriaceae). Nordic J. Bot. 24(2): 117-141.

Hofreiter, A. 2006b. The *Bomarea setacea* complex (Alstroemeriaceae). Harvard Pap. Bot. 11:39-52.

Hofreiter, A. 2007. Biogeography and ecology of the Alstroemeriaceae-Luzuriagaceae clade in the high mountain regions of Central and South America. Harvard Pap. Bot. 12: 259-284.

Hofreiter, A. 2008a. Revision of *Bomarea* Mirb. subgenus *Baccata* Hofr. (Alstroemeriaceae). Feddes Repert. 119(1-2): 1-12.

Hofreiter, A. 2008b. A Revision of *Bomarea* Subgenus *Bomarea* s.str. Section Multiflorae (Alstroemeriaceae). Syst. Bot. 33(4): 661-684.

Hofreiter, A. & H-J. Tillich. 2002. The delimitation, ecology, distribution and infrageneric subdivision of *Bomarea* Mirbel (Alstroemeriaceae). Feddes Repert. 113 (7-8): 528 –544.

Hofreiter, A. & H-J. Tillich. 2003. Revision of the subgenus *Wichuraea* (M. Roemer) Baker of *Bomarea* Mirbel (Alstroemeriaceae). Feddes Repert. 114 (3-4): 208- 239.

Hofreiter, A. & E. Rodríguez. 2004. A new unusual *Bomarea* species in northern Peru (Alstroemeriaceae). Arnaldoa 11(2): 21-28.

Hofreiter, A. & E. Rodríguez. 2005. Distribution and phenology of *Bomarea* (Alstroemeriaceae) in the relict forests of northwestern Peru. Rev. peru. biol. 12(2): 275-282.

Hofreiter, A. & E. Rodríguez. 2006. The Alstroemeriaceae in Peru and neighbouring areas. Rev. peru. biol. 13(1): 5 – 69.

Holmgren, P. K.; N. H. Holmgren & L. C. Barnett. 1990. Index Herbariorum. Part. I: The Herbaria of the World. 8th. ed. The New York Botanical Garden, Bronx, New York. U.S.A.

IPNI. 2011. International Plant Names Index (http://www.ipni.org).

Killip, E.P. 1936. *Bomarea* Mirb. *In*: Macbride, J. F. (ed.): Flora of Peru, Part I. Field Mus. Nat. Hist., Bot. Ser. 13: 633-665.

León, B. & N. Salinas. 2006. Alstroemeriaceae endémicas del Perú. *En*: B. León, J. Roque, C. Ulloa Ulloa, P.M. Jørgensen, N. Pitman & A. Cano (Eds.). Libro Rojo de las Plantas endémicas del Perú. Rev. peru. biol. Edición Especial 13(2): 685-689.

Mirbel, C. F. B. 1804. Les Bomares, *Bomarea*. *In*: BUFFON, G. L. L. (ed.): Histoire Naturelle, Génerale et Particulière des Plantes, vol. 9: 71-72. De L´Imprimerie de F. Dufart, Paris.

Rodríguez, E. & R. Rojas. 2002. El Herbario: Administración y Manejo de Colecciones Botánicas. Edit. por R. Vásquez M., Missouri Botanical Garden, St. Louis, U.S.A.

Rodríguez, E.; S. Arroyo; V. Medina; D. Neill; R. Vásquez; R. Rojas & J. Campos. 2006. Nuevas Adiciones de Angiospermas a la Flora del Perú procedentes de la Cordillera del Cóndor y Áreas Adyacentes. Arnaldoa 13(2): 318-322.

Rodríguez, E.; D. Neill & S. Arroyo. 2008. Flora Vascular de la Cordillera Huarango, Distrito Huarango, Provincia San Ignacio, Cajamarca, Perú. Libro de resúmenes del XII Congreso Nacional de Botánica, 18-21 Setiembre 2008, Madre de Dios, Puerto Maldonado, Perú. pág. 262.

Rodríguez, E.; S. Arroyo; D. Neill; R. Vásquez; R. Rojas; B. León; J. Campos & M. Mora. 2009. Notas sobre el conocimiento de la flora en la Cordillera del Cóndor y Áreas Adyacentes en el Perú. Arnaldoa 16(2): 109-121.

Rodríguez, E.; A. Hofreiter; J. Mostacero & L. Calla. 2010. El género *Bomarea* Mirbel (Alstroemeriaceae) en la Provincia de Contumazá, Cajamarca, Perú. Arnaldoa 17(1): 131-145.

Simpson, B. B. 1975. Pleistocene changes in the flora of the high tropical Andes. Paleobiology 1: 273 – 294.

Simpson, B. B. 1979. Quaternary biogeography of the high montane regions of South America. *In*: Duellman, W. E. (ed.), The South American Herpetofauna: Its Origin, Evolution, and Dispersal: 157-188. Monogr. Mus. Nat. Hist., Univ. Kansas, no. 7.

Solomon, J. 2011. W3 TROPICOS. Nomenclatural Data Base. Missouri Botanical Garden, St. Louis (http://www.tropicos.org).

Smith, D.N. & R. E. Gerau. 1991. *Bomarea albimontana* (Alstroemeriaceae), a new species from high Andean Peru. Candollea 46(2): 503-508.

UICN. 2001. Categorías y Criterios de la Lista Roja de la UICN. Versión 3.1. Preparado por la Comisión de Supervivencia de Especies de la UICN. UICN, Gland, Suiza y Cambridge, Reino Unido. ii + 33 pp.

Ulloa Ulloa, C.; J.L. Zarucchi & B. León. 2004. Diez años de adiciones a la Flora del Perú: 1993-2003. Arnaldoa (Edic. Esp. Nov. 2004): 1-242

Valencia, R.; N. Pitman; S. León-Yánez & P. M. Jørgensen (eds.). 2000. Libro Rojo de las Plantas Endémicas del Ecuador 2000. Herbario QCA, Pontificia Universidad Católica del Ecuador, Quito.

Vargas, C. 1943. Two new Bomareas and a new *Stenomesson*. Natl. Hort. Mag. 22: 130-133.

Vargas, C. 1944. De novis speciebus florae Peruvianae. Bol. Mus. Hist. Nat. "Javier Prado". 8: 215-219.

Vargas, C. 1945. Two new species of *Bomarea* from Peru. Contr. Gray Herb. 154: 39-40.

Vargas, C. 1946. Algunas especies de *Bomarea* (Amaryllidaceae) raras o críticas del Perú. Bol. Mus. Hist. Nat. "Javier Prado". 10: 58-75.

Vargas, C. 1954. Especies nuevas o críticas de la flora del Perú. Revista Univ. (Cuzco). 43(107): 151-155.

Vargas, C. 1965. Two new *Bomarea* species from Peru. Pl. Life 21(2-4): 155-158.

Vargas, C. 1969. Especies nuevas para la flora del Sur-Perú. Biota 8 (61): 33-40.

Weigend, M. 2002. Observations on the Biogeography of the Amotape-Huancabamba Zone of Northern Peru. The Botanical Review 68(1): 38-54.

Desarrollo de fruto y semilla en *Solanum argentinum* (Solanaceae)

Development of fruit and seed in *Solanum argentinum* (Solanaceae)

Verónica A. Solis, Verónica A. Cabrera, Nilda Dottori & María Teresa Cosa
Laboratorio de Morfología Vegetal. Facultad de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales. Universidad Nacional de Córdoba e Instituto Multidisciplinario de Biología Vegetal. Casilla de Correo 495 (5000) Córdoba. ARGENTINA. *verosolis_22@hotmail.com, verocabrera8@hotmail.com, dottori@imbiv.unc.edu.ar, cosa@imbiv.unc.edu.ar*

Resumen

Solanum argentinum Bitter et Lillo es un arbusto leñoso muy frecuente en el centro y norte de Argentina, de importancia medicinal. Se proponen como objetivos analizar la anatomía y ontogenia de fruto y semilla desde la flor en antesis hasta la madurez, y establecer comparaciones con otras especies de *Solanum* ya analizadas. Para este estudio se utilizó material fresco y conservado en FAA. Se realizaron preparados permanentes por flores y frutos en distintos estados de desarrollo y preparados temporarios por frutos maduros y semillas. El fruto es una baya globosa, proviene de un gineceo bicarpelar, de placentación axilar. Presenta tricomas eglandulares y glandulares sobre el cáliz persistente. Las epidermis son unistratas; la externa con células alargadas radialmente, presenta grietas de ventilación a la madurez, y la interna tiene. células comprimidas. El número de estratos del mesofilo se incrementa durante el desarrollo, como es común en especies de *Solanum*. Se observan en esta zona esclerosomas cuando el fruto madura, lo que indicaría mayor especialización. La semilla proviene de un óvulo hemicampilótropo. Ambas epidermis son unistratas. El tegumento seminal está formado por la epidermis externa formada por células que se alargan radialmente, con engrosamientos celulósicos y parcialmente lignificados a la madurez y la epidermis interna (endotelio),que presenta paredes lignificadas y las células se mantienen comprimidas. El embrión maduro es curvo, con cotiledones de diferente longitud.

Palabras claves: Ontogenia, baya, tegumento seminal, semilla, endotelio.

Abstract

Solanum argentinum Bitter et Lillo is a medicinal woody shrub very common in central and northern Argentina. The objectives are analyze fruit and seed anatomy and ontogeny from flower at anthesis to maturity, and compare this with other *Solanum* species discussed. For this study was used fresh material and preserved in FAA. Permanent preparations of flowers and fruits at different stages of development and temporary preparations of mature fruit and seeds were made. The fruit is a globose berry comes from a gynoecium bicarpelar with axillary placentation. Non-glandular and glandular trichomes are on persistent calyx. Exocarp and endocarp are unistrates; the first one with radially elongated cells, showing ventilation clefts at maturity, and the second with compressed cells. The number of mesophyll layers increases during the development, such as other *Solanum* species; mesocarp has esclerosomes when the fruit matures, indicating a higher specialization. The seed comes from an ovule hemicampylotrope. The external and internal epidermis are unistrates. The seed coat has an external epidermis with radially elongated cells that has cellulosic and partially lignified thickenings at maturity; the internal epidermis (endothelium) is compressed and has lignified walls. The mature embryo is curved, with cotyledons of different lengths

Keywords: Ontogeny, berry, seed, seed coat, endothelium.

Introducción

Solanum argentinum Bitter et Lillo, "hediondillo del monte" o "afata", pertenece a la tribu Solaneae, sect. Holophylla (G. Don) Walp. (Knapp, 1989; Nee, 1999). Recientes, análisis filogenéticos usando secuencias de ADN, demostraron que esta especie está incluida en el clado Geminata (Knapp, 2008; Weese & Bohs, 2007).

Es un arbusto leñoso perenne, de 1 a 2 m de altura, muy frecuente en Córdoba y en las provincias del norte argentino (Barboza *et al.*, 2006); además crece en Bolivia (Morton, 1976).

Se reproduce por semillas pero además posee un eficiente mecanismo de multiplicación vegetativa, constituyendo una maleza común en bordes de caminos (Rigonatto *et al.*, 2005). Análisis llevados a cabo en sus semillas, han destacado la importancia de las mismas como fuente de aceites; entre ellos se encuentran los ácidos grasos linoleico, oleico y palmítico (Lucini *et al.*, 1994). Además, se ha citado la presencia de esteroides (Barboza *et al.*, op. cit.). Las raíces y hojas tienen diversas propiedades medicinales. Las primeras se usan por su acción antivenérea; las segundas se emplean como febrífugo (Barboza *et al.*, op. cit.), para aliviar el dolor de huesos, de cabeza, resfríos (Scarpa, 2004) y por su acción antimalaria, inhibiendo la maduración de esquizontes de *Plasmodium falciparum* (Paco *et al.*, 2004; Bourdy *et al.*, 2004).

Forma parte de la flora apícola del sureste de la provincia de Córdoba (Faye *et al.*, 2002).

En esta especie se han realizado estudios de la anatomía de órganos vegetativos (Rigonatto *et al.*, 2005) y en cuanto a ontogenia y anatomía del fruto en el género, pueden citarse los trabajos de Danert, 1969; Dave *et al.*, 1979; del fruto y semilla, (Dottori, 1992, 1995, 1998; Dottori & Cosa, 1999, 2003, 2007, Cabrera *et al.*, 2008); estudio compararativo del fruto maduro en la sect. Melongena (Chiarini y Barboza, 2007) o de la semilla unicamente (Dnyansagar & Copper, 1960; Saxena & Singh, 1969; Mohan, 1970; Siddiqui & Siddiqui, 1985; Edmonds, 1983. Por otra parte, Moscone (1992) y Acosta *et al.* (2005) han realizado estudios cariológicos en dicha especie.

La presente investigación tiene por objetivo indagar sobre las características anatómicas del fruto y la semilla, con el fin de aportar datos que contribuyan al conocimiento de la flora nativa, para un posible aprovechamiento sustentable y relacionar sus características con las ya conocidas en otras especies del género.

Materiales y Métodos

El material procede de:

ARGENTINA. **Prov. Córdoba**. Dpto. Capital: Barrio Alta Córdoba, *Dottori 212*, 6-III-2003; *Dottori 218*, 20-III-2007; *Dottori 219*, 27-VIII-2007.-Barrio Cerro de las Rosas, Parque Autóctono, *Cosa 290*, 15-II-2001; *Solis 1*, 5-III-2007.- Barrio Observatorio, *Dottori y Stiefkens 140*, 7-III-1990; *Dottori y Stiefkens 143*, 2-IV-1990.- Barrio San Francisco, *Dottori y Rigonatto 210*, 28-XII-2000; *Solis 2*, 11-III-2007 (CORD).

Se realizaron preparados permanentes de cortes seriados longitudinales y transversales por flores en antesis y frutos y semillas en distintos estadios de desarrollo. El material fijado en FAA, fue deshidratado en una serie de alcohol etílico y xilol e incluído en Histoplast. Los cortes microtómicos de 10-15 µm de espesor se colorearon con azul astral y fucsina básica (Kraus *et al.*, 1998).

Los frutos y semillas maduros o próximo a la madurez, fueron sometidos previamente a la técnica de "ablandamiento", que consiste en agregar 30 gotas de ácido clorhídrico concentrado en partes iguales de agua destilada, durante 6 días a temperatura ambiente (D'Ambrogio de Argüeso, 1986).

Para observar la morfología externa del tegumento seminal, se maceraron las semillas utilizando el método de Jeffrey (Johansen, 1940). Para ello, se las colocó en una mezcla de partes iguales de ácido crómico y ácido nítrico al 10 %, a temperatura ambiente, durante 24 hs. Luego de adquirir una consistencia blanda, se las lavó varias veces con agua destilada, y se realizaron preparados temporarios coloreando con safranina.

Con el propósito de determinar la composición química de las reservas del fruto y la semilla se hicieron cortes a mano alzada, los que se sometieron a pruebas histoquímicas (Johansen, 1940): se utilizó iodo-ioduro de potasio (Lugol) para determinar almidón, Sudán IV para lípidos y eosina para proteínas.

Las observaciones se hicieron con microscopio óptico y se tomaron fotomicrografías con cámara digital Nikon Coolpix 5200.

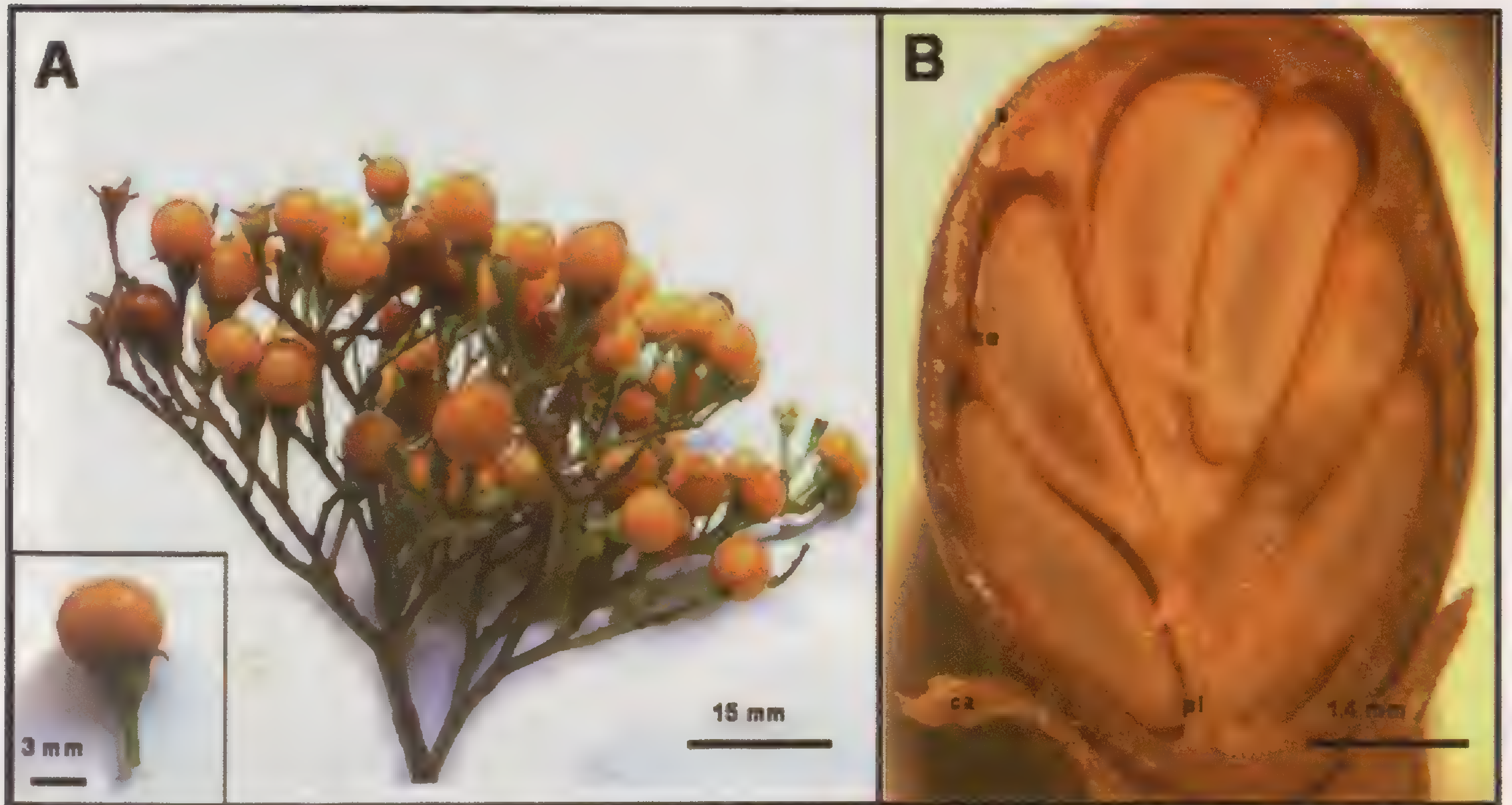


Fig. 1: Exomorfología de ***Solanum argentinum*** Bitter et Lillo. **A:** infructescencia con frutos maduros y detalle de fruto maduro con cáliz persistente; **B:** corte longitudinal por fruto maduro. Abreviaturas: ca: cáliz; p: pericarpo; pl: placenta; se: semillas.

Resultados

Exomorfología del fruto. El fruto es una baya globosa, glabra, brillante; cuando inmaduro es verde, tornándose amarillo o anaranjado a la madurez. Están dispuestos en densas infructescencias. Su tamaño alcanza los 5-6 mm de diámetro y contiene de 7 a 12 semillas (Fig. 1 A y B).

Ontogenia y anatomía del fruto. El fruto proviene de un gineceo bicarpelar, de placentación axilar. Las placentas ocupan aproximadamente la mitad de cada lóculo (Fig. 2 A). Cuando la flor está en antesis, el ovario presenta ambas epidermis unistratas; la externa con células de contorno poligonal y la interna con células comprimidas radialmente y de menor tamaño; el mesofilo consta de 8 a 9 estratos, en él se producen divisiones periclinales próximas a ambas epidermis del carpelo y de las placentas (Fig. 2 B).

Después de la fecundación, cuando el fruto tiene ± 15 mm de diámetro, se incrementa el número de estratos en el mesofilo, (unos 12 ó 13); éstos acumulan granos de almidón y algunos cristales de oxalato de calcio en forma de drusas y areniscas cristalinas, al igual que las células placentarias. Las células de ambas epidermis se mantienen sin cambios (Fig. 2 C y D).

Cuando comienza la formación del endosperma, (fruto de ± 25-30 mm de diámetro), las células de la epidermis externa tienen forma prismática, comienzan a engrosar sus paredes tangencial externa y radiales y presentan una gruesa cutícula (Fig. 2 E). El mesofilo consta de 17 a 19 estratos, de los cuales los 4 a 5 externos se observan comprimidos radialmente y forman un colénquima laminar. Los 3 a 4 estratos internos tienen células más pequeñas y levemente comprimidas radialmente. La epidermis interna no presenta cambios notables (Fig. 2 F).

En un estado más avanzado, cuando la joven semilla contiene un proembrión globular (fruto de ± 45 mm de diámetro), las células epidérmicas se mantienen sin cambios respecto al estadío anterior. El número de estratos del mesofilo se reduce a 12-14, ya que algunos se comprimen por el desarrollo de grupos de células que se esclerosan en zonas aisladas del mesofilo, cercanas a la epidermis interna.

La porción interna del pericarpo y las placentas ubicadas entre los rudimentos seminales, crecen gradualmente por expansión celular, formando proyecciones (pseudoseptos), que se ponen en contacto

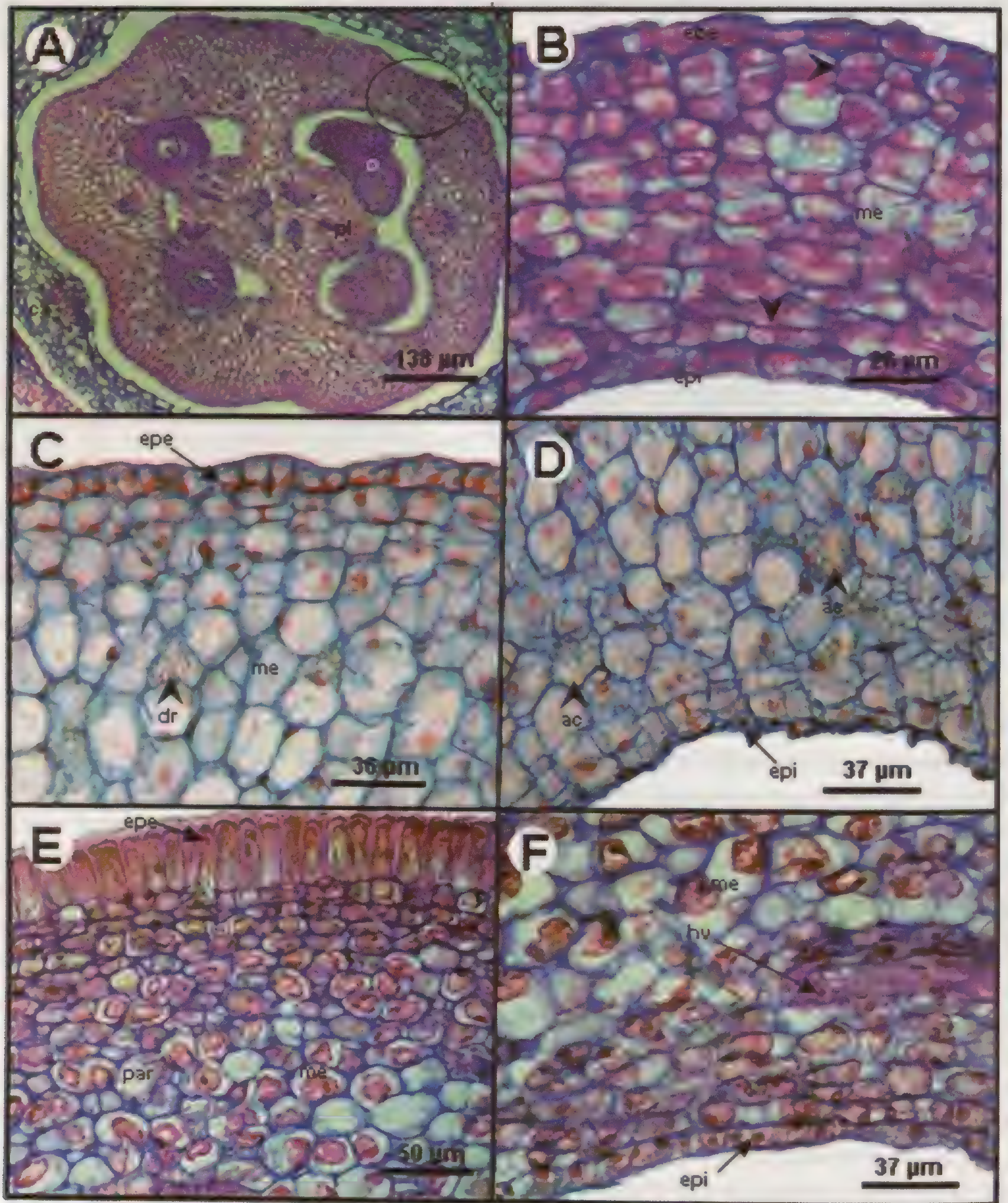


Fig. 2: Desarrollo y anatomía de fruto inmaduro. **A:** corte transversal por ovario de flor en antesis, se observan las placentas muy desarrolladas; **B:** detalle de la pared del ovario señalada en A, las cabezas de flechas indican divisiones periclinales; **C** y **D**: corte transversal por el carpelo, poco después de la fecundación; **E** y **F**: corte transversal por el carpelo cuando comienza la formación del endosperma. Abreviaturas: ac: areniscas cristalinas; col: colénquima; dr: drusa; epe: epidermis externa; epi: epidermis interna; hv: hacecillo vascular; me: mesofilo; o: óvulo; par: parénquima; pl: placenta.

en la madurez del fruto.

En el fruto maduro se distingue el exocarpo (epidermis externa), que presenta grietas de ventilación ubicadas en prominencias formadas por células pequeñas (Fig. 3 A y B). Además, cambia la coloración del mismo tornándose anaranjada, por el depósito de pigmentos carotenoides en el exocarpo. En el mesocarpo (mesofilo) se observan esclerosomas, los cuales están constituidos por esclereidas de forma irregular, alargadas o isodiamétricas, con gruesas

paredes lignificadas formadas por laminillas dispuestas concéntricamente y puntuaciones simples (Fig. 3 C). El endocarpo (epidermis interna) mantiene las características mencionadas para el estado anterior (Fig. 3 D).

Exomorfología de la semilla madura. La semilla de aspecto reniforme, es comprimida lateralmente, de color amarillo pálido, lisa y brillante. Mide aproximadamente 3 mm de longitud x 2 mm de latitud.

Ontogenia y anatomía de la semilla. Proviene de un óvulo hemicampilótropo, unitégmico y tenuinucelado (Fig. 4 A). Cuando la flor está en antesis, el tegumento del óvulo, en la zona del antirrafe, está formado por un estrato epidérmico externo, con células de contorno poligonal, comprimidas radialmente; por un estrato epidérmico interno o endotelio, con células isodiamétricas y núcleo grande, y entre ambos unos 4-5 estratos medios (Fig. 4 B). Se observan areniscas cristalinas y gránulos de almidón en todo el tegumento del óvulo, así como en la placenta.

Durante las primeras divisiones del endosperma, las células de la epidermis externa, en vista superficial, presentan contorno ondulado y en transcorte se observan más o menos isodiamétricas o ligeramente alargadas radialmente (Fig. 4 C y D). El número de estratos medios se incrementa a 15-17, los más externos contienen almidón y areniscas cristalinas; las células del endotelio, que se han comprimido, presentan un citoplasma denso y rodean al endosperma (Fig. 4 E).

Cuando el embrión se halla en estado globular, las células epidérmicas externas se observan más alargadas radialmente que en el estado anterior. Los estratos medios son progresivamente digeridos, comenzando por los más internos, en la zona del diámetro menor de la semilla hay 12 ó 13 estratos (Fig. 4 F y G). Los más externos contienen granos de almidón simples y

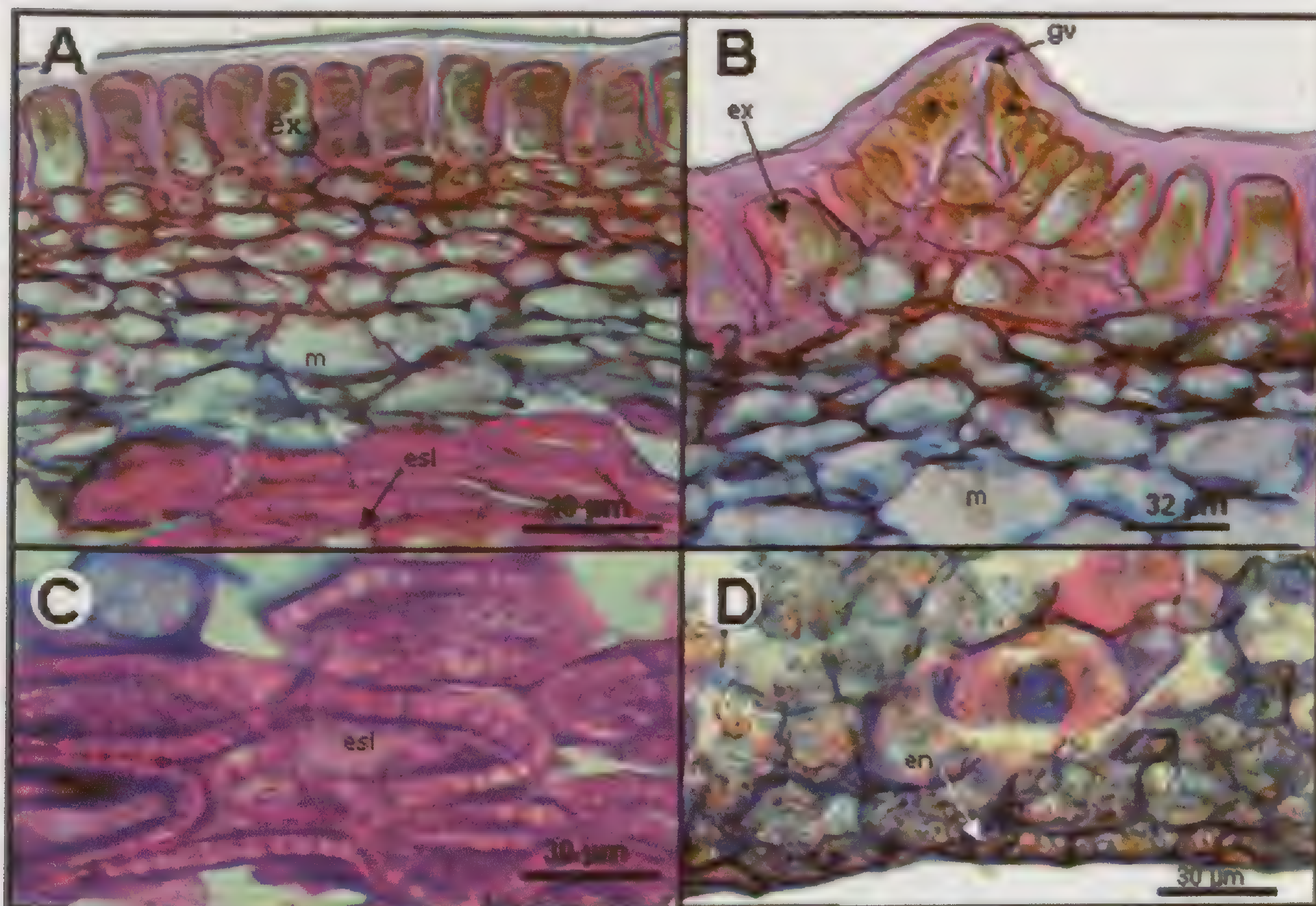


Fig. 3: Anatomía del fruto maduro. **A**: corte transversal por exocarpo y parte del mesocarpo; **B**: detalle de grieta de ventilación; **C**: detalle de esclereidas observadas en **A**; **D**: corte transversal por endocarpo y parte del mesocarpo interno. Abreviaturas: en: endocarpo; esl: esclereidas; ex: exocarpo; gv: grieta de ventilación; m: mesocarpo.

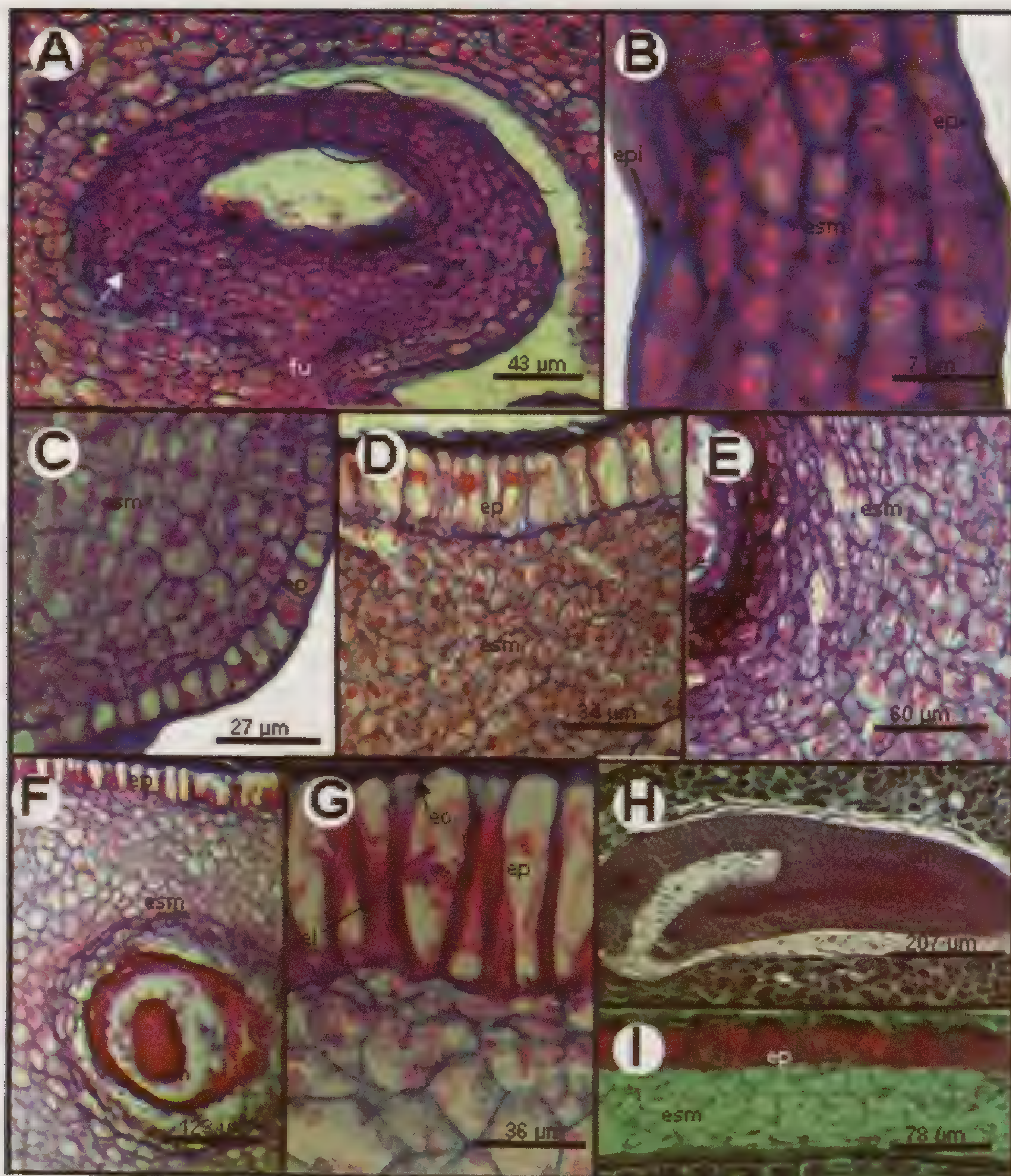


Fig. 4: Desarrollo y anatomía de la semilla. **A:** corte longitudinal por óvulo hemicampilótropo, la flecha señala el micrópilo; **B**: detalle del tegumento señalado en **A; C** y **D**: parte externa del tegumento al comienzo de la formación del endosperma, y en los primeros estados de desarrollo del embrión globular respectivamente, nótese el aumento de tamaño de la epidermis externa en dos estados sucesivos; **E**: corte transversal por la parte interna del tegumento durante la formación del endosperma; **F**: corte transversal por semilla joven en estado de embrión globular; **G**: detalle de la epidermis externa del tegumento seminal, **H**: corte longitudinal por semilla joven en estado de embrión torpedo; **I**: detalle de la parte externa del tegumento seminal, nótese como se van consumiendo los estratos medios. Abreviaturas: e: endotelio; ec: engrosamiento celulósico; el: engrosamiento lignificado; em: embrión; ep: epidermis externa del tegumento seminal; epe: epidermis externa del óvulo; epi: epidermis interna del óvulo; esm: estratos medios; fu: funículo.

areniscas cristalinas y los internos carecen de contenido, pero mantienen su forma. El endotelio no se modifica.

En estado de embrión torpedo (Fig. 4 H), las células de la epidermis externa crecen aún más radialmente,

su pared tangencial externa y parte superior de las radiales presentan un engrosamiento celulósico. Además, se desarrollan engrosamientos secundarios lignificados en la base de las paredes radiales y en la tangencial interna. El embrión se encuentra rodeado por abundante endosperma. Los estratos medios continúan consumiéndose (Fig. 4 I) hasta desaparecer en su totalidad.

En la semilla madura sólo persiste la epidermis externa y el endotelio. La primera está formada por esclereidas prismáticas que en vista superficial muestran contorno ondulado (Fig. 5 A). En vista lateral, dichas células presentan las mismas características descriptas para el estado anterior y el almidón se consume a la madurez. El endotelio presenta, en transcorte, células comprimidas radialmente (Fig. 5 B), y en vista superficial, se observan de forma más o menos isodiamétrica, con paredes lignificadas y muestran engrosamientos generalmente uniformes (Fig. 5 C).

El embrión maduro es curvo, posee cotiledones de diferente longitud (Fig. 5 D) y está rodeado por el endosperma, de paredes engrosadas; sus reservas son proteínas y lípidos.

Discusión y Conclusiones

El fruto de *S. argentinum* es una baya globosa, y al igual que en otras especies del mismo género, el número de estratos del pericarpo se incrementa después de la fecundación (Roth, 1977; Dave *et al.*, 1979; Dottori, 1992, 1995, 1998; Dottori & Cosa, 1999, 2003 y 2007;

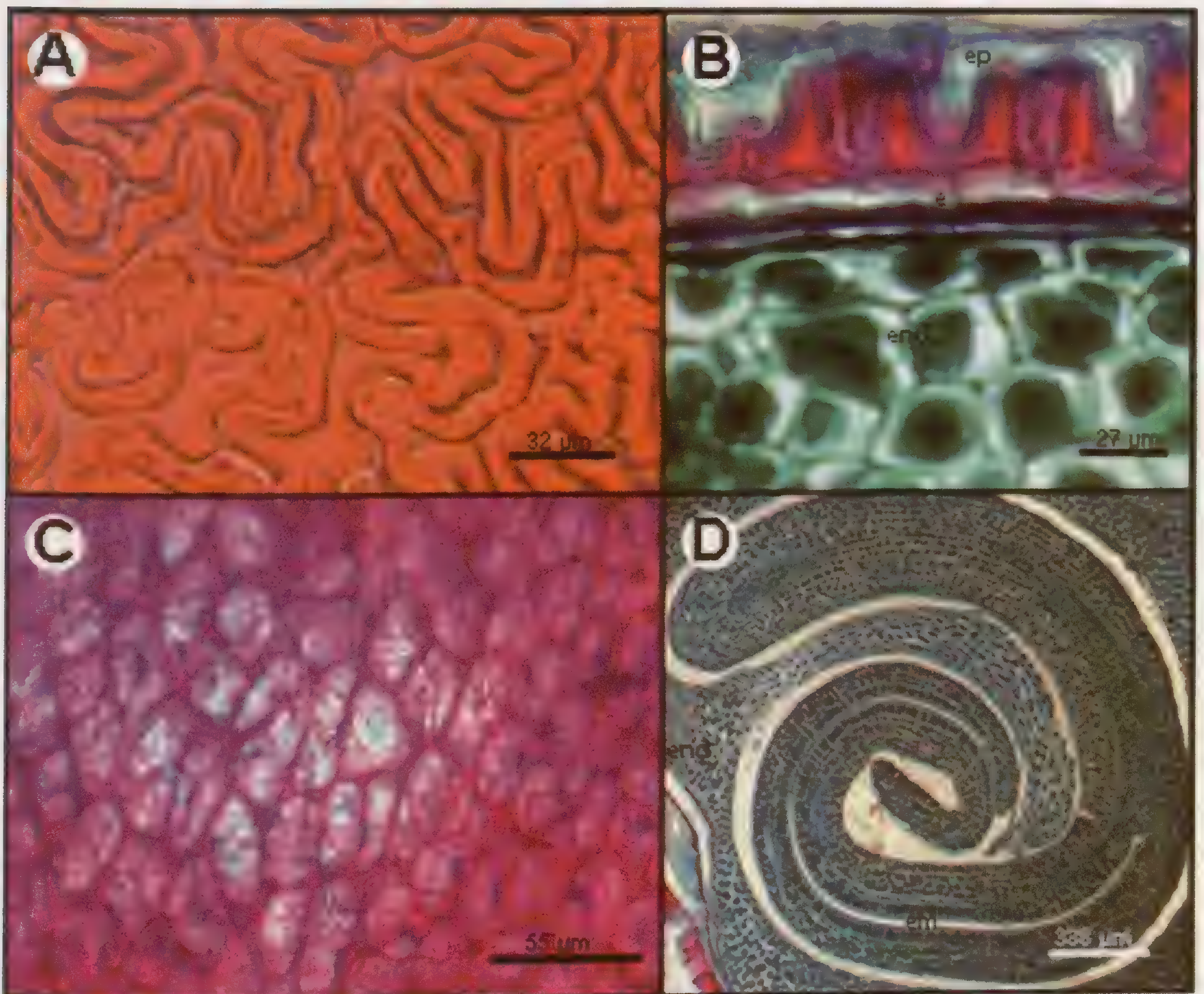


Fig. 5: Anatomía de la semilla madura. **A**: detalle del tegumento seminal en vista superficial externa. **B**. corte transversal por el tegumento seminal y endosperma; **C**: vista superficial del endotelio; **D**: corte longitudinal por la semilla madura mostrando el embrión curvo. Abreviaturas: e: endotelio; em: embrión; ep: epidermis externa del tegumento seminal; end: endosperma.

Cabrera *et al.*, 2008).

El exocarpo del fruto maduro está formado sólo por la epidermis externa, con células alargadas radialmente, característica que comparte con *S. stuckertii* Bitter (Dottori, 1995) y *S. chenopodioides* Lam. (Cabrera *et al.*, 2008). Presenta algunas grietas de ventilación ubicadas sobre prominencias del exocarpo, como ocurre en *S. chenopodioides*, *S. glaucophyllum* Desf., *S. hieronymi* Kuntze, *S. juvenale* Thell.y *S. palinacanthum* (Dunal) Bitter. En el mesocarpo se observan grupos de esclereidas que forman esclerosomas, al igual que en *S. stuckertii* y *S. adelphum* (Dottori, 1995); esto indicaría una mayor especialización de estas bayas, tal como lo señalara Bernardello (1983) al comparar especies de *Lycium* y *Grabowskia*.

El endocarpo está constituido sólo por la epidermis interna comprimida, no presenta particularidades específicas, como ocurre en las especies de *Solanum* hasta ahora estudiadas.

Los tipos de tricomas eglandulares y glandulares hallados en el cáliz de *S. argentinum* coinciden con los descriptos por Rigonatto *et al.* (2005) en la hojas de esta especie.

Al comparar 11 especies de la sect. Melongena (Chiarini & Barboza, 2007) encontraron que todas las estructuras analizadas presentan variaciones y sólo algunas características tienen importancia para delimitar los 3 tipos de fruto presentes (baya, fruto dehiscente no-capsular, y carcérulo); ellas son exocarpo formado por la epidermis e hipodermis con número variable de estratos; y mesocarpo dividido en 2 zonas bien delimitadas. En *Solanum argentinum* que pertenece a la sect. Holophylla clado Geminata el fruto es una baya con exocarpo unistrato, los estratos externos del mesofilo se diferencian en colénquima el resto del mesofilo parenquimático es uniforme.

Las semillas de *S. argentinum* quedan separadas unas de otras por pseudoseptos de tejido parenquimático, al igual que en *S. chenopodioides*, posiblemente, ellos cumplan la función de protección contra la desecación; en *S. palinacanthum* no se forman pseudoseptos, pero las semillas están protegidas por una sustancia mucilaginosa (Dottori & Cosa, 2007).

En todas las especies del género hasta ahora conocidas, igual que en *S. argentinum*, el óvulo es unitégmico y hemicampilótropo (Barboza, 1991); asimismo, después de la fecundación hay un incremento de los estratos medios del tegumento seminal, para luego consumirse, y finalmente quedar formado sólo por la epidermis externa y el endotelio, característica que también ha sido mencionada en todas las especies del género hasta ahora estudiadas y en otras Solanáceas (Saxena & Singh, 1969; Siddiqui & Siddiqui, 1985)

Los engrosamientos de las paredes del endotelio maduro son lignificados y generalmente uniformes, aunque suelen presentar algunas irregularidades, como en *S. palinacanthum* sect. Acanthophora y en las especies de la sect. Melongena (Dottori, 1992, 1998; Dottori & Cosa, 1999, 2003 y 2007). Se destaca, *S. chenopodioides* sect, *Solanum* por presentar engrosamientos de aspecto reticulado y lignificados (Cabrera *et al.*, 2008) y *S. douglasii* de la misma sección,por tener engrosamientos fibrilares (Siddiqui & Siddiqui, 1985).

Las esclereidas prismáticas del tegumento seminal maduro de *S. argentinum* son semejantes a las de *S. chenopodioides, S. hieronymi, S. euacanthum* y *S. juvenale*. Pero no se observan pseudopelos, llamados así a restos de las paredes epidérmicas no lignificadas que se laceran a la madurez. Presentan engrosamientos lignificados en la base de las paredes radiales y tangencial interna, pero se mantiene celulósica la pared tangencial externa y parte superior de las radiales. Por el contrario, en otras especies estudiadas del mismo género, las esclereidas prismáticas están totalmente lignificadas y carecen de engrosamientos celulósicos (Dottori, 1992; Dottori, 1995; Dottori & Cosa, 2007).

El presente estudio en la sect. Holophylla y otros previos en las sect. Cyphomandropsis, Melongena y *Solanum* demuestran que existen semejanzas y diferencias en las características anatómicas del fruto y de la semilla maduros, tanto en especies de la misma sección como de secciones diferentes.

Agradecimientos

Expresamos nuestro agradecimiento a la Sra. Adriana Pérez y a las Biólogas Miriam Hadid y Marisa Matesevach, por las sugerencias realizadas y por la colaboración en la realización de preparados histológicos permanentes, y a la Secretaría de Ciencia y Tecnología (SECYT-UNC) por el apoyo económico brindado.

Literatura citada

Acosta, M. C. , G. Bernardello, M. Guerrra & E. A. Moscone. 2005. Karyotype analysis in several South American species of *Solanum* and *Lycianthes rantonnei* (Solanaceae). Taxon 54: 713-723.

Barboza, G. E. 1991. El sistema reproductivo en *Jaborosa* (Solanaceae). I. Esporogénesis, gametogénesis y fecundación. Kurtziana 21: 39-79.

Barboza, G. E.; J. J. Cantero; C. O. Nuñez & L., Ariza Espinar. 2006. Flora medicinal de la provincia de Córdoba (Argentina). Museo Botánico Córdoba. Argentina.

Bernardello, L. M. 1983. Estudios en *Lycium* (Solanaceae). III. Estructura y desarrollo de fruto y semilla en *Lycium* y *Grabowskia*. Bol. Soc. Argent. Bot. 22: 147-176.

Bourdy, G.; P. Oporto; A. Gimenez & E. Deharo. 2004. A search for natural bioactive compounds in Bolivia through a multidisciplinary approach. Part VI: Evaluation of the antimalarial activity of plants used by Isoceño-Guaraní Indians. J. Ethnopharmacol. 93 (2-3): 269-277.

Cabrera, V. A.; V. A. Solis; N. Dottori & M. T. Cosa. 2008. Anatomía y desarrollo de fruto y semilla en *Solanum chenopodioides* Lam. (Solanaceae). Arnaldoa 15 (2): 237-246.

Chiarini, F. & G. Barboza. 2007. Anatomical study of different fruit types in Argentine species of *Solanum* subgen. *Leptostemonum* (Solanaceae). Anales Jard. Bot. Madrid. 64 (2): 165-175.

D'Ambrogio de Argüeso.1986. Manual de Técnicas en Histología Vegetal. I-III. 1-83. Ed. Hemisferio Sur.

Danert, S. 1969. Uber die Entwicklung der Steinzelkonkretionen in der Gattung *Solanum*. Kulturpflance 17: 209-311.

Dave, Y. S.; N. D. Patel & K. S. Rao. 1979. The study of origin of pericarp layers in *Solanum melongena*. Phyton 19: 233-241.

Dnyansagar, V. R. & D. C. Cooper. 1960. Development of the seed of *Solanum phureja*. Amer. J. Bot. 47: 176-186.

Dottori, N. 1992. Anatomía de fruto y semilla de *Solanum elaeagnifolium* Cav. (Solanaceae). Resumen del Congreso Internacional de Etnobotánica. Córdoba, España.

Dottori, N. 1995. Desarrollo y estructura de fruto y semilla en *Solanum* Sect. *Cyphomandropsis* (Solanaceae) de Argentina. Kurtziana 24: 83-104.

Dottori, N. 1998. Anatomía y ontogenia de fruto y semilla de *Solanum juvenale* Thell. (Solanaceae). Kurtziana 26: 13-22.

Dottori, N. & M. T. Cosa. 1999. Anatomía y ontogenia de fruto y semilla de *Solanum hieronymi* (Solanaceae). Kurtziana 27 (2): 293-302.

Dottori, N. & M. T. Cosa. 2003. Desarrollo de fruto y semilla en *Solanum euacanthum* (Solanaceae). Kurtziana 30 (1-2): 17-25.

Dottori, N. & M. T. Cosa. 2007. Anatomía y desarrollo de fruto y semilla de *Solanum palinacanthum* (Solanaceae). Revista Mexicana de Biodiversidad 78: 359-367.

Edmonds, J. M. 1983. Seed coat structure and development in *Solanum* L. Section *Solanum* (Solanaceae). Bot. J. Linn. Soc. 87: 229-246.

Faye, P. F.; A. M. Planchuelo & M. L. Molinelli. 2002. Relevamiento de la flora apícola e identificación de cargas de polen en el sureste de la provincia de Córdoba, Argentina. Agriscientia 19: 19-30.

Johansen, D. A. 1940. Plant microtechnique 1st ed. Mc Graw Hill Books Co, New York, USA.

Knapp, S. 1989. A revision of the *Solanum nitidum* group (section *Holophylla* pro parte): Solanaceae. Bull. Nat. His. Mus. Bot Ser. 30: 13-30.

Knapp, S. 2008. A revision of the *Solanum havanense* species group and new taxonomic additions to the *Geminata* clade (*Solanum*, Solanaceae). Ann. Missouri Bot Gard. 95 (3): 405-458.

Kraus, J. E; H. de Sousa; M. E. Rezende; N. M. Castro; C. Vecchi & R. Luque. 1998. Astra Blue and Basic Fuchsin double staining of plant materials. Biotechnic & Histochemistry 73 (5): 235-243.

Lucini, E. I.; N. R. Grosso; A. L. Lamarque; D. M. Maestri; J. A. Zydalgo & C. A. Guzmán. 1994. Seed lipid components of *Solanum argentinum* . J. Agric. Food Chem. (USA) Washington, D.C. 42 (129): 2743-2745.

Mohan, K. 1970. Morphological studies in Solanaceae. V. Embryology as well as structure and development of seed of *Solanum macranthum* Dun. Agra Univ. J. Res. Sci. 19: 55-66.

Morton, C. V. 1976. A revision of the Argentine species of *Solanum*. Acad. Nac. Ciencias, Córdoba, Argentina.

Moscone, E. A. 1992. Estudios de cromosomas meióticos em Solanaceae de Argentina. Darwiniana 31: 261- 297.

Nee, M. 1999. Sinopsis of *Solanum* in the New World. *In*: M. Nee, D. E. Symon, R. N. Lester & J.P. Jessop (eds.) Solanaceae IV: 285-333. Royal Botanic Gardens, Kew.

Paco G., M. A.; D. Y. Gutierrez; G. P. Ruiz & A. T. Gimenez. 2004. Estudio biodirigido de *Solanum argentinum* sobre *Plasmodium falciparum*. BIOFARBO 12(12): 3-8.

Rigonatto, O., N. Dottori y M. T. Cosa. 2005. Anatomía de órganos vegetativos en *Solanum argentinum* Bitt. et Lillo (Solanaceae). Kurtziana 31(1-2): 21-28.

Roth, I. 1977. Fruits of Angiosperms. *In*: LINSBAUER K.(ed.) Handbuch der Pflanzenanatomie 10(1). Gerbrüder Borntraeger, Berlin.

Scarpa, G. F. 2004. Medicinal plants used by criollos of Northwestern Argentine Chaco. J. Ethnopharmacol. 91: 115-135.

Saxena, T. & D. Singh. 1969. Embryology and seed development of tetraploid form of *Solanum nigrum* Linn. J. Indian Bot. Soc. 48: 148-157.

Siddiqui, S. & S. A. Siddiqui. 1985. The development of endosperm, embryo and seed in *Solanum douglasii* Dunal. Bull. Soc. Bot. France. 132: 233-239.

Weese, T. L. & L. Bohs. 2007. A Three-Gene Phylogeny of the Genus *Solanum* (Solanaceae). Systematic Botany 32 (2): 445-463.

Arnaldoa 18(1): 57 - 62, 2011 ISSN: 1815 - 8242

Vermicompost and farmyard manure effects on biogeochemical performances of *Withania somnifera*

Efectos del vermicompost y estiercol de granja sobre el rendimiento biogeoquímico de *Withania somnifera*

Aloka Kumari
Plant Systematics Research Centre, University Department of Botany, T.M.Bhagalpur University, Bhagalpur-812007, INDIA. *aloka.psrc@gmail.com; aloka_kumari04@yahoo.com*

Abstract

Since time immemorial, village and ethnic communities have been using a medicinal plant, *Withania somnifera* (L.) Dunal. Mainly used as health tonic. Pharmacological activities of this plant include physiologic and metabolic restoration, antiartheritic, antiaging, nerve tonic, cognitive function improvement in geriatric states and recovery from neurogenerative disorders like convulsions, tardive dyskinesia etc. While, the demand of Ashwagamdha is increasing, it is mandatory to standardize the cultivation practices. The experiment was laid out in a Randomized Block Design (RBD) with two parameters replicated thrice. As a result, comparative study FYM @ 10t/hac. and vermidose 1t/hac. (Cow dung + Vegetable wastes + *Eisenia foetida*) recorded double yields. Significantly higher protein was observed under treatment of organic manure viz. 10tonne / hectare with spacing 30 X 45 cm and its morphological study and its biogeochemical study have been done at different stages of plants. Present paper deals with the vermicompost treated and FYM effect on morphological, Chlorophyll, sugar, reducing sugar, protein as well as alkaloids.
Keywords: *Withania somnifera*, VMC, Biogeochemical, FYM.

Resumen

Desde tiempos inmemoriales, las comunidades etnicas han usado a *Withania somnifera* (L.) Dunal, como planta medicinal, principalmente como tonico vigorizante. Las actividades farmacológicas de esta planta incluyen el restablecimiento metabólico y fisiológico, antiartritico, antienvejecimiento, nervio tónico, mejora la funcion cognitiva en estados geriatricos y recupera de los trastornos neurodegenerativos como convulsiones, discinesia tardía, etc. Mientras la demanda de "ashwagamdha" se va incrementando, se hace necesario estandarizar las prácticas de su cultivo. El experimento fue dispuesto en un Diseño de Bloques al Azar (RBD) con dos parámetros repetidos tres veces. Como resultado el estudio comparativo entre el estiercol de granja (FYM) @ 10t/hac. y el vermicompost 1t/hac. (Estiercol de vaca + desechos vegetales + *Eisenia foetida*) registraron rendimientos dobles. Mayor cantidad de proteína se observó en el tratamiento con desechos orgánicos 10ton/ha. con espaciamientos de 30 X 45 cm. Estudios morfológicos y biogeoquímicos fueron realizados en diferentes estadios de las plantas. El presente estudio muestra los efectos entre el vermicompost y el estiercol de granja (FYM) sobre la morfología, clorofila, azúcar, azúcar reductor, proteinas asi como alcaloides en *W. somnifera*.
Keywords: *Withania somnifera*, VMC, Biogeoquimicos, FYM.

Introduction

Withania somnifera (L.) Dunal. "India Ginseng", a plant belonging to the solanaceae family is one of the medicinal plants recommended for cultivation in India, as there is great demand for the plant by the pharmaceutical industries mainly for export (Arpana and Bhagyaraj, 2007). *Withania somnifera*.L. (Dunal), mainly used for health tonic for elderly persons and lactating mothers (Chaterjee et.al, 1995; Bone, 1996). Pharmacological activities of this plant include physiologic and metabolic restoration, antiartheritic, antiaging, nerve tonic, cognitive function improvement in geriatric states and recovery from neurogenerative disorders like convulsions, tardive dyskinesia (Bhattacharya et. al, 2002; Dhuley, 2000).

The global market of medicinal plant is over 60 billion US $ per year. India, at present export herbal materials and medicines to the tune of Rs. 446.3 crores,

as against Rs. 20,000 crores from China. The export potential of the country can be raised to about Rs. 3000 crores by the end of the year 2005. An estimated survey indicated that the use of herbal medicine will reach to the tune of three trillion US $ during 2050, (http://www.kurzweilai.net). Currently, WHO encourages, recommends and promotes the inclusion of herbal drugs in national health care programmes, because such drugs are easily available at a reasonable price within the reach of common man and as such are time tested and thus considered to be much safer than the modern synthetic drugs. Significantly higher protein was observed under treatment of organic manure viz. 10tonne /hectare with spacing 30 X 45 cm and its morphological study and its biogeochemical study have been done. Difference between treated and untreated plants has been studied.

Material and Methods

Plant Collection: Wild variety seeds of Withania somnifera were collected from Banka district 40 km away from the study area and planted in University Department of Botany, T. M. Bhagalpur University dried for a week at room temperature (25¬+2°C) and stored in screw capped bottles under ambient condition before experiment during the following April,2010. Best quality of seeds have been selected by germination test (Peter, 2000) and Tetrazolium test (Grabe, 1970). Plants were transplanted after three weeks in 30 x 45 cm spacing in field. Experiment was conducted in Post Graduate Botany Department, T.M, Bhagalpur University, Bhagalpur from 2009 to 2010. At the initial stage of flowering and fruiting when active constituents present in high level plants collected from field for morphological and biogeochemical analysis have been experimented.

Morphological and Physical Analysis of Plants: On the basis of best quality physical and chemical profiles of FYM and Vermicompost (Cow dung + Vegetable wastes + *Eisenia foetida*) have been selected for field treatment. Following data were taken 25 plant were taken for each study.

T1= FYM @10 t/hac.

T2 = Vermicompost @ 1 t/hac. (Cow dung + Vegetable wastes + *Eisenia foetida*)

a. Root Length

The experimental plants were up rooted and washed and washed in running water properly. The root lengths were estimated before root samples were stained.

Procedure:

The washed roots were cut into 1cm bits in a petridish containing water. Aliquots of root bits were then taken in a square grid (1cm) Petridish and the number of intersects i.e. points where root bits intersect the grids were counted. The same process was used for the entire root sample.

The total root length was estimated by Tennants (1975) formula:

Total root length (cm) = N/14 x Grid size

Where, N= Number of intersects; 11/14 = Tennant's factor

b. Radius of Root:

The root radius was estimated by slide Caliper. The diameter was measured, five readings were taken which include the minimum as well as maximum diameter region.

c. Surface Area of Root:

The surface area of root was derived by using the general formula:

Surface area of Root=$2\pi rl$

Where, (π= 3.14, r = radius of root, l = length of root)

d. Root Volume

Unrooted plants and roots of the sample plants were washed properly in running tap water without loss of any branch. The washed roots were placed properly on the blotting paper to remove water molecules of surface. The volume of root was taken by immersing the entire root in measuring cylinder full with water. Root volume was represented by ml3.

e. Shoot length

shoot The length of plant was measured by ruler scale. Length of the branches and basal stem length which showed highest length were taken into account. It was derived by following formula:

$$\text{Mean shoot lenght} = \frac{\text{Length of basal stem} + \text{Total length of all branches of plant}}{\text{Total number of branches taken}}$$

f. Radius of stem:

The surface area of shoot was derived by using

general formula :

Surface area of shoot = $2\pi rl$

Where, (π = 3.14, r = radius of root, l = length of root)

g. Area of leaf

Leaf was measured by using Graph paper method. The leaves were clipped and marked on graph paper (10 x 10 mm).

$$\text{Mean leaf area} = \frac{\text{S of total area of total N° leaf sample of a plant}}{\text{Total N° of leaf of plant}}$$

h. Number of leaves

The total number of leaves of an individual plant was derived by using general formula:

$$\text{Mean number of leaves} = \frac{\text{S total N° of leaves of all the replicates}}{\text{Number of replicates}}$$

e. Estimation of Chl a and Chl b, chlorophyll:

The estimation of total chlorophyll content was done by colorimetric method (Yoshida *et. al.* 1976).

f. Estimation of total sugar and reducing sugar

However, for LPO estimation, the tissues were centrifuged in ice-cold potassium chloride (0.15 M) solution. Estimation of total soluble sugar (Dubois *et.al.*,1956) and estimation of reducing sugar was done.

g. Estimation of Protein:

The method of Lowry et al. (1951) was used for protein estimation. After weighing, the brain tissue were homogenized in 2 ml of ice-cold triple distilled water and sonicated for 15 s. The homogenate was then centrifuged and the supernatant used for the biochemical estimations.

h. Estimation of Phosphorus :

Total phosphorus of different parts of plants samples were estimated by Banik and Dey (1981).

i. Estimation of Alkaloid:

Quantitative analysis of alkaloid was conducted by the Mukherjee(1953).

Result and Discussion

After explanting the test plants, soil sample showed improved level of OC, total N, total P and total K in the range of 148.76%-625.81%, 151.83%-454.93%, and 268.26%-1998.92% respectively over control sample. Following are the landmarks of the present investigation that high drug yielding plants species opening new possibilities of their cultivation.

Table. 1. Effect of Vermicompost on Root growth in *Withania somnifera* (Value of Mean ± SE of 10 samples; +VMC= Vermicompost; -VMC=Without Vermicompost; *=p<0.05;**=0.01; ***=0.001; NS=Not Significant)

Days	Root length (cm)		Radius of Root (cm/plant)		Volume of Root (ml3)		Surface area of root(cm)	
	T1	T2	T1	T2	T1	T2	T1	T2
30	7.91±0.22	9.85**±0.28	0.14±0.02	0.19** ±0.03	1.87±0.22	2.59 * ±0.09	7.19±1.07	11.74*±0.73
45	11.91±0.18	15.11***±0.26	0.186±0.05	0.22 NS ±0.02	2.25±0.09	3.18*±0.31	13.82±0.52	19.93**±0.64
60	14.35±0.78	21.82***±0.46	0.24±0.02	0.256**±0.08	2.93±0.17	4.43**±0.21	22.99±0.23	35.94***±0.46

Table 2. Effect of Vermicompost on Shoot growth in *Withania somnifera* (Value of Mean ± SE of 10 samples; +VMC= Vermicompost; -VMC=Without Vermicompost; *=p<0.05;**=0.01; ***=0.001;NS=Not Significant)

Days	Shoot length (cm)		Radius of Shoot (cm/plant)		Surface area of Shoot(cm)	
	T1	T2	T1	T2	T1	T2
30	28.21±0.77	29.38 NS ±0.4	0.14±0.02	0.16 NS ±0.02	24.83±1.24	29.55*±0.78
45	30.04±1.49	34.47 * ±0.13	0.195±0.01	0.24 NS ±0.03	36.81±0.57	49.86***±0.87
60	33.28±0.03	48.02***±0.39	0.20±0.04	0.25 NS ±0.07	41.84±0.87	72.94**±0.55

Table. 3. Effect of Vermicompost on Leaf growth in Withania somnifera (Value of Mean ± SE of 10 samples; +VMC= Vermicompost; -VMC=Without Vermicompost; *=p<0.05;**=0.01; ***=0.001;NS=Not Significant)

Days	N° of leaves/plant		% Increase over control	Leaf Area (cm2)		%Increase over control
	T1	T2		T1	T2	
30	7.00±0.44	7.67 NS±0.34	9.41	157.71±1.39	169.91**±6.58	7.75
45	9.67±1.14	11.67NS±0.88	20.81	261.51±0.94	390.93***±0.68	49.51
60	14.67±1.18	17.02 NS ±2.31	16.03	993.12±0.12	1116.25***±0.23	19.63

Table. 4. Dry matter of *Withania somnifera* at different harvesting period (Value of Mean ± SE of 10 samples; +VMC= Vermicompost; -VMC=Without Vermicompost; *=p<0.05;**=0.01; ***=0.001;NS=Not Significant)

Days	Leaf (gm)		Stem (gm)		Root (gm)		Total dry matter(gm)	
	T1	T2	T1	T2	T1	T2	T1	T2
30	0.082±0.04	0.144***±0.083	0.073±0.04	0.08 NS ±0.04	0.034±0.018	0.047 * ±0.048	0.189±0.11	0.27***±0.003
45	0.123±0.06	0.47***±0.011	0.12±0.066	0.27 *** ±0.15	0.98±0.12	0.097***±0.05	4.57±0.19	0.834***±0.009
60	0.167±0.09	0.714***±0.016	0.167±0.004	0.551***±0.32	1.09±0.17	0.199***±0.11	7.92±0.17	1.46***±0.021

Table. 5. Chlorophyll content at different harvesting period

Days	Chlorophyll a (µg/mg)		Chlorophyll b (µg/mg)		Total Chlorophyll (µg/mg)		Chl a:Chl b (µg/mg)	
	T1	T2	T1	T2	T1	T2	T1	T2
30	3.02±0.09	3.561**±0.08	0.34±0.012	1.05***±0.04	3.361±0.11	4.62***±0.12	8.87±0.045	2.31NS±0.98
45	2.36±0.075	3.923***±0.03	0.958±0.038	1.12*±0.07	3.307±0.064	5.034***±0.06	2.47±0.162	3.528**±0.096
60	2.48±0.043	3.99***±0.018	1.16±0.018	0.97NS±0.05	3.64±0.062	4.96***±0.063	2.14±0.006	4.164***±0.21

Table. 6. Free sugar content at different harvesting period

Days	Leaf (µg/mg)		Stem (µg/mg)		Root (µg/mg)		Whole plant (mg/plant)	
	T1	T2	T1	T2	T1	T2	T1	T2
30	2.39±0.02	2.75NS±0.21	2.512±0.02	4.87***±0.11	2.806±0.21	3.519*±0.15	0.485±0.015	0.999***±0.047
45	2.09±0.14	3.59**±0.17	3.482±0.08	6.12***±0.04	4.962±0.19	5.517*±0.08	1.116±0.04	4.234***±0.016
60	3.38±0.28	6.32***±0.18	4.24±0.065	7.43***±0.23	6.266±0.14	8.83***±0.02	1.933±0.016	10.952***±0.127

Table. 7. Reducing sugar content at different harvesting period

Days	Leaf (µg/mg)		Stem (µg/mg)		Root (µg/mg)		Whole plant (mg/plant)	
	T1	T2	T1	T2	T1	T2	T1	T2
30	0.24±0.013	0.467***±0.09	0.24±0.008	0.754***±0.04	0.619±0.027	0.66NS±0.012	0.068±0.004	0.169***±0.08
45	0.36*±0.01	0.756***±0.04	0.305±0.007	0.84***±0.008	0.689±0.07	0.79NS±0.024	0.135±0.005	0.67***±0.014
60	0.412±0.03	0.928***±0.03	0.412±0.004	1.197***±0.06	0.921±0.014	1.29***±0.01	0.243±0.008	1.66***±0.006

Table. 8. Changes in protein content at different harvesting period in *Withania somnifera* (Value of Mean±SE of 10 samples; +VMC= Vermicompost; -VMC=Without Vermicompost; *=p<0.05;**=0.01; ***=0.001;NS=Not Significant)

Days	Leaf (µg/mg)	Stem (µg/mg)	Root (µg /mg)		Whole Plant (mg/plant)			
	-VMC	+VMC	-VMC	+VMC	-VMC	+VMC	-VMC	+VMC
30	36.92±0.057	53.92***±0.08	17.56±0.27	18.59*±0.27	17.95±0.302	23.33***±0.19	10.83±0.32	7.506***±0.27
45	40.996±0.09	56.39***±0.58	20.65±0.24	22.63*±0.51	13.088±0.014	33.53***±0.339	17.72±0.54	39.65***±0.136
60	42.314±0.25	63.789***±0.9	14.24±0.12	31.07**±0.26	13.774±0.054	37.97***±0.09	25.78±0.095	71.48***±0.61

Table. 9. Phosphate content at different harvesting period

Days	Leaf (µg/mg)	Stem (µg/mg)	Root (µg/mg)		Whole plant (mg/plant)			
	T1	T2	T1	T2	T1	T2	T1	T2
30	0.097±0.018	0.3762***±0.013	0.079±0.046	0.105**±0.06	0.033±0.002	0.089**±0.007	0.014±0.002	0.052***±0.001
45	0.147±0.04	0.626***±0.038	0.128±0.001	0.353***±0.006	0.062±0.003	0.199***±0.003	0.045±0.026	0.329***±0.014
60	0.1982±0.05	1.207***±0.075	0.179±0.004	0.721***±0.009	0.142±0.008	0.419***±0.01	0.138±0.007	1.157***±0.042

Table. 10. Presence of Alkaloid in *Withania somnifera* (- =Absent; + = Moderately presence; ++ = Good presence; +++ = Excellent present)

Leaf	Stem	Root
+	-	+++

Table. 11. Alkaloids content at harvesting period in fresh and dry material in *Withania somnifera* (Value of Mean ± SE of 10 samples; +VMC= Vermicompost; -VMC=Without Vermicompost; *=p<0.05;**=0.01; ***=0.001;NS=Not Significant)

Alkaloid content (mg/plant)		Dry matter (mg/plant)	
-VMC	+VMC	-VMC	+VMC
0.904±0.005	3.276*a±0.072	0.217	0.225

In present status we found that vermicompost (1 t/hac.) enhances the rate of alkaloid percentage doubles than FYM doses (10 t/hac.) data furnishes morphological effects (table 1-4) also supports chlorophyll content (Table 5), the rate of total sugar (Table 6), reducing sugar (Table 7), phosphate (Table 9), proteins content (Table 8) and alkaloid contents (Table 10 and 11). This might be due the better availability of nutrients from organic and foliar source of nutrients and effective conservation of nutrients such as Fe, Mg and Zn at site of photosynthesis into pigments. The present study has created an interesting data with respect to plant growth, yield characters and biochemical analysis. As evidenced from the work of Xu *et. al.*(2000) and Hartwingon and Evan (2000), this may be due to effective micro-organism enhances the production of phytohormones like auxins and gibberellins that might have stimulated the growth by increasing the plant height, number of branches Humic acid influences plant growth through modifying the physiology of plants and by improving the physical, chemical and biological properties of soil (Dursun *et.al.*, 1999). Humic acid provides carbon as an energy source to nitrogen fixing bacteria and thus proves its biological function (Vaughan, 1974). The natural bioregulator in moringa leaf extract also increased the dry matter production registered increased yield compared to control.

Conclusion

In present study, after explanting the test plants, soil sample showed improved level of OC, total N, total P and total K in the range over FYM sample. Following are the landmarks of the present investigation that high drug yielding plants species opening new possibilities of their cultivation. As FYM dose 10t/hac. and vermicompost dose needs only 1 t/hac. yields doubles registered more effective than FYM dose. Vermicompost treatment better result in Protein, phosphate and sugar content thus, it is economic and easily applicable by nursery workers and poor farmers in developing mass planting stock over costly plant growth regulators and associated technical use in rapid multiplication.

Acknowledgement

The author, Dr. Aloka Kumari heartly thanks for the grant supported by Department of Science and Technology (New Delhi) Govt. of India, ARI (Pune) and Head of the Institution, Univ. Dept. of Botany, T.M.B.U, BGP for providing laboratory facilities and Director, CIMAP (CSIR), Lucknow for providing seeds of variety of kalmegh.

Literature cited

Amroyan, E., Gabrielian, E., Panossian, A., Wikman, G., Wagner, H. 1999. Inhibitory effect of andrographolide from *Andrographis paniculata* on PAF induced platelet aggregation. Phytomedicine. 6: 27-31.

Banik, Dey. 1981. Phosphate solubilizing micro-organism of a lateritic soil II. Effect of Inoculation of some tricalcium phosphate solubilizing micro-organism on available phosphorus content of the soil. Zbl. Baset II. 136: 487-492.

Bhattacharya , S. K., Bhattacharya, D., Sairam, K., Ghosal, S. 2002. Effect of *Withania somnifera* glycowithanolides on a rat model of tardive dyskinesia. Phytomedicine. 9: 167-170.

Bone, K. 1996. Clinical applications of Ayurvedic and Chinese Herbs. Monographs foitioner. Phyto therapy Press, Australia p.137.

Bu-Chin, Y., Chen Road, H., Wang Chuan, C., Juei-Tang, C. 2003. Antihyperglycemic effect of andrographolide in streptozotocin- induced diabetic rats, Planta Medica. 69: 1075-1079.

Bunyaprapatrasara, N., Chokecharoenporn, V. 1997. Native herbs prachachon Co. Ltd. Bangkok, Thialand.

Chang, R . S., Ding, L., Chen, G. Q., Pan, Q. C., Zhao, Z. L., Snith, K. M. 1991. Dehydrographolide succinic acid monoester as an inhibitoragainst the human immunodeficiency virus. Proceeding of Society of Experimental Biology and Medicine, 197: 59-66.

Chaterjee, A., Pakrashi, S. C. 1995. Treatise on Medicinal Plants. 4 : 208.

Dhuley, J. N. 2000. Adaptogenic and cardioprotective action of ashwagandha in rats and frogs J. Ethnopharmacol. 70: 57-63.

Dubois, M., Gills, K. A., Hamilton, J., K., Robess, P.A. and Smith, F. 1956. In methods in Microbiology eds. J.R. Norris and D.W.Ribbons. Academic Press, London, New York p. 272.

Dursun, A. , I.Guvenc, Y. Tuzel and O.Tuncay, 1999. Effects of different levels of humic acid on seedling growth of tomato and egg plant. Acta Horticulturae, 491: 235-240.

Grabe, D. F. 1970. Tetrazoliun testing handbook for agricultural seeds Association of official seed Anlysts, Contribution No. 19 to the Hand Book of seed testing.

Hartwigson, J.A., Evans, M. R. 2000. Humic acid seed and substrate treatments promote seedling root development. Hort. Tescnol. 35: 1231-1233.

ICH Stering Committees. 1996. stp 4 of the ICH Process, 10: 11.

Lowry, O.H., Rosebrough, N.J., Farr, A.L., Randall, R.J., 1951. Protein measurement with the folin phenol regent. Journal of Biological Chemistry 193: 265–275.

Madav, S., Tripathi, H. C., Tandan, S. K., Misra, S. 1995. Analgesic, antipyretic and antiulcerogenic effect of andrographolide. Indian Jour. Of Pharmaceut. Sci. 57 : 121-125.

Mukherjee, B. 1953. Pharmaceutical Codes. CSIR, New Delhi.

Peter, P. 2000. Tetrazolium Testing Handbook, Contribution No. 29. The Handbook on Seed Testing. Prepared by the Tetrazolium Subcommittee of the Association of Official Seed Analysts, Part 2. Lincoln, Nebraska.

Puri, A., Saxena, R., Saxena, R. P., Srivastava, K.C., Tondon., J., Immunostimulant agents from *Andrographis paniculata.* Jour. Of Natural Products. 56: 995-999.

Rajgopal, S., Kumar, R.A., Devi, D.S., Satyanarayan, C., Rajgopalan, R. 2003. Andrographolide, a potencial cancer therapeutic agent isolated from *Andrographis paniculata.* Jour. Of Experimental and Therapeutic Oncology. 3: 147-158.

Shen, Y.C., Chen, C.F., Chiou, W.F. 2002. Andrographolide prevent oxygen radical production by human neutrophils: possible mechanisms involve in itsanti- inflammatory effect, British Jour. of Pharmocol. 135: 399-406.

Vaughan. 1974. Effect of hydroxyproline on the growth and cell wall protein metabolism of excised root segments of *Pisum sativum*. Planta., 115: 135-145.

Xu, Hui Lian , H.L.Xu. 2000. Effect of microbial inoculant and organic fertilizers in the growth, photosynthesis and yield of Sweet Corn. J. crop production. 3: 235-243.

Yoshida, S.,Forno,D.A., Cock, J.H., Gomez, K.A.1976. Laboratory manual for physiological studies of rice (3rd ed.) IRRI, Los Banos, Phillipines.

Zhang, X. F., Tan, B. K.2000. Antihyperglycemic and antioxidant properties of *Andrographis paniculata* in normal and diabetic rats. Clinical Experi. Pharmocol. And Physiol. 27: 358-363.

Arnaldoa 18(1): 63 - 70, 2011 ISSN: 1815 - 8242

Crecimiento de *Erythrina edulis* "poroto" en sustratos de suelo enriquecido con estiércol descompuesto en condiciones de invernadero

Growth of *Erythrina edulis* "bean" in substrates of soil enriched with rotted manure in the greenhouse

Erwin Pereyra Villanueva, Jorge Castro Silupú, Roberto Guillén Valdiviezo, Sisy Limo Cruz, Carlos Flores Silva, Jaime Espinoza Carbajal, C. Julca-Chávez,José Castillo-Zavala
Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional de Trujillo, Av. Juan Pablo II s/n. Trujillo, PERÚ.

Karina Lezama Escobedo
Departamento de Ciencias, Universidad Privada Antenor Orrego, Av. America Sur 3145, Urb. Monserrate, Trujillo, PERÚ.

Resumen

Se evaluó el crecimiento de *Erythrina edulis* "poroto" en sustratos de suelo enriquecido con estiércol descompuesto de cuy, oveja y vaca y en suelo solo, durante 49 días después del trasplante, en condiciones de invernadero. Para evaluar el crecimiento expresado como longitud de tallo, diámetro de tallo y número de hojas se realizó un DBA, con tres repeticiones y cuatro tratamientos; determinándose diferencias estadísticas significativas entre tratamientos para longitud de tallo medido hasta los 49 días de realizado el trasplante. Así mismo, se registraron diferencias significativas para número de hojas por planta evaluado hasta los 42 días después del trasplante. El ANAVA para el diámetro de tallo, no mostró diferencias significativas a los 28, 35 y 42 días de realizado en trasplante. Sin embargo, a los 49 días se registró diferencias significativas. Se aplicó la prueba LSD, encontrándose grupos homogéneos variados, para diámetro de tallo y número de hojas fueron homogéneos los tratamientos suelo + estiércol descompuesto de cuy "SEDCU", suelo + estiércol descompuesto de vaca "SEDVA" y suelo + estiércol descompuesto de oveja "SEDOV". Mientras que para longitud de tallo a los 28, 35, 42 y 49 días se registraron dos grupos homogéneos, el primero conformado por "SEDOV" y el segundo conformado por "SEDCU", "SEDVA" y suelo solo "S". De este modo, el crecimiento de plantas de *E. edulis* en longitud y diámetro de tallo así como número de hojas fue mayor en el tratamiento "SEDOV". Sin embargo, su efecto en el diámetro de tallo y el número de hojas es similar a los tratamientos "SEDCU", "SEDVA".

Palabras clave: *Erythrina edulis*, crecimiento vegetal, sustratos, condiciones de invernadero.

Abstract

We evaluated the growth of *Erythrina edulis* "bean" in substrates of soil enriched with decomposed manure guinea pig, sheep and beef and ground only, for 49 days after transplantation under greenhouse conditions. To evaluate the growth expressed as stem length, stem diameter and number of leaves DBA was performed with three repetitions and four treatments, determined statistically significant differences between treatments for stem length measured up to 49 days of transplant. Likewise, significant differences for number of leaves per plant assessed up to 42 days after transplantation. The ANOVA for stem diameter, showed no significant difference at 28, 35 and 42 days held in transplantation. However, at 49 days there was significant differences. LSD test was applied, finding various homogeneous groups for stem diameter and leaf number were homogeneous soil + manure treatments decomposed cuy "SEDCU" soil + cow manure decomposed "SEDVA" rotted manure and soil + sheep "SEDOV" As for stem length at 28, 35, 42 and 49 days were two groups, the first consisting of "SEDOV" and the second consisting of "SEDCU", "SEDVA" and ground only "S". Thus, the growth of plants of *E. edulis* in length and stem diameter and leaf number was greater in the treatment "SEDOV" However, its effect on stem diameter and number of leaves is similar to treatment "SEDCU", "SEDVA".

Keywords: *Erythrina edulis*, plant growth, substrates, greenhouse conditions.

INTRODUCCIÓN

Dentro de las leguminosas se encuentran muchas especies cultivadas de suma importancia por su aporte proteico en la alimentación humana y animal, las cuales proporcionan a escala mundial el 22% de las proteínas vegetales, 32 % de sustancias grasas y 7 % de los glúcidos consumidos (León, 1992). Una de esas especies es *Erythrina edulis* Tr. ex Micheli "poroto", "pajuro". *E. edulis* se distribuye en la zona andina desde el Sur de Venezuela hasta Bolivia (Barrera, 2002). En el Perú crece entre los 900 – 3200 m.s.n.m. (Barrera, 1994). A estas altitudes crece en bordes o cercos de los campos de cultivo o a veces en huertos familiares (Barrera, 2002).

El "poroto" puede crecer hasta los 14 metros de altura, así como lograr diámetros de copa de 7 metros. Tiene floración asincrónica, y de cada racimo floral se forman entre 8 y 18 vainas cilíndricas que en promedio contienen 6 semillas comestibles de "poroto" o "frijol incaico". Las semillas miden de 3 a 7 cm. de largo, 2 a 3 cm. de ancho y 3 cm. de grosor (Barrera, 2002).

Su mayor bondad alimenticia lo aportan las semillas, las cuales contienen 18 – 21 % de proteína, 50 % de carbohidratos, 1 % de grasa, 8 % de fibra cruda y 84 % de humedad (Pérez *et al,* 1979; Mostacero et al, 2002; Barrera, 1994). Su aminograma es comparable al del huevo y mejor que el de *Phaseolus vulgaris* "frijol" y el de *Pisum sativum* "arveja" (Barrera, 2002). Se trata de un potencial alimenticio superior a los "cereales" y otros alimentos andinos básicos, como la "papa" y el "maíz" (Mostacero, 2002).

A nivel mundial, *E. edulis* es la leguminosa con los niveles más altos de producción de proteína por hectárea siendo 7,5 veces más que *Glycine max* "soya" (Pérez *et al,* 2000). Esta cualidad nos permitirá promover su cultivo extensivo y así poder cubrir en buena proporción los requerimientos nutricionales que hoy afligen a la población peruana.

El crecimiento de las plantas en un determinado ambiente, depende de varios factores que van desde la regulación génica hasta los factores edafoclimáticos, de los cuales, son más importantes la luz, la temperatura, el agua, el aire y los nutrientes minerales. Los últimos tienen una influencia definitiva en el crecimiento y producción de la planta, por lo que su disponibilidad en el suelo permite el crecimiento y rendimiento óptimo de los cultivos (Soler, 1993; Azcon, 2000).

En los países en vías de desarrollo como el nuestro, el principal factor limitante de la producción agrícola es la baja fertilidad de los suelos (Azcon, 2000). Sin embargo, estos defectos químicos del suelo se pueden corregir mediante la aplicación racional de abonos (Soler, 1993).

Los abonos orgánicos ya sea de origen animal o vegetal proveen de un gran número de elementos químicos, en diversas proporciones dependiendo de su origen, así como del tiempo y condiciones de descomposición (Soler, 1993).

El estiércol es un abono orgánico de suma importancia que se recomienda su incorporación al suelo una vez fermentado. La riqueza de nitrógeno de estos abonos varía mucho, por ejemplo, en el estiércol de tipo vacuno encontramos de 3 a 3.5 kg. de nitrógeno/tonelada, mientras que en el estiércol de tipo lanar encontramos de 8 a 8.5 kg. de nitrógeno/tonelada (Soler, 1993).

La disponibilidad de nutrientes en los primeros meses de vida de las plantas es decisiva para su crecimiento y desarrollo. Además, la nutrición de ella en los primeros estadios es decisiva para su posterior crecimiento y desarrollo. En "poroto", no se han encontrado trabajos específicos para optimizar su crecimiento en los primeros meses de vida mediante el uso de abonos orgánicos. Por ello, en este trabajo se propone averiguar como influye un suelo agrícola enriquecido con estiércol descompuesto de cuy, oveja y vaca en el crecimiento de *Erythrina edulis* "poroto" expresado en la longitud de tallo, diámetro de tallo y número de hojas por planta a los 7, 14, 21, 28, 35, 42 y 49 días después del trasplante en condiciones de invernadero; esperando encontrar que el crecimiento de *E. edulis* sea mayor en suelos con estiércol descompuesto de oveja, para lo cual se trazó el siguiente objetivo: evaluar la longitud y diámetro de tallo así como el número de hojas en plántulas de *E. edulis* cultivadas en sustratos de suelo enriquecido con estiércol descompuesto de cuy, oveja y vaca hasta los 49 días de realizado el trasplante y en condiciones de invernadero.

Material y Métodos

Material Vegetal

Se utilizó plantas de *Erythrina edulis* "poroto" obtenidas de semillas, procedentes del Distrito de Coina, Provincia de Otuzco, Departamento de La Libertad y cultivadas en el invernadero de Jardín Botánico de la Universidad Nacional de Trujillo a una temperatura promedio de 25±7ºC.

Se seleccionó semillas de 4.3 a 4.8 centímetros de longitud, luego fueron lavadas y desinfectadas con una solución de hipoclorito de sodio al 0.75%. Las semillas fueron colocadas a germinar siguiendo la metodología descrita por Balmaceda (1997), para obtener plántulas con tallos de 1 a 2,6 centímetros de longitud al cabo de 18 días.

Trasplante y Riego

El trasplante se realizó en sustratos conformados por mezclas de suelo agrícola y estiércol descompuesto de cuy, oveja y vaca contenidos en bolsas de polietileno de 7 x 10 cm. Los estiércoles utilizados tuvieron 30 días de descomposición.

Los componentes de los sustratos empleados tuvieron las siguientes proporciones:

TRATAMIENTOS		PROPORCIÓN
Número	Identificación	VOLUMÉTRICA
1	S	6
2	SEDCU	4 : 2
3	SEDOV	4 : 2
4	SEDVA	4 : 2

S = suelo agrícola donde crece el poroto (Coina).
SEDCU = suelo agrícola + estiércol descompuesto de cuy
SEDOV = suelo agrícola + estiércol descompuesto de oveja
SEDVA = suelo agrícola + estiércol descompuesto de vaca

La proporción de estiércol descompuesto se determinó en base a lo reportado por el INIAA para la siembra del "pajuro"; donde se considera una mezcla de tierra agrícola, tierra negra y arena en la proporción 3:2:1 (Casas, 1992).

Las plántulas fueron ubicadas equidistantemente en forma aleatoria en el invernadero considerando una separación de 18.5 centímetros entre ellas. El primer riego se hizo con agua destilada al momento del trasplante y los riegos sucesivos con agua potable. La frecuencia de riego fue de dos veces por semana.

Se utilizó un diseño en bloques al azar, con tres repeticiones y cuatro tratamientos. Los parámetros evaluados fueron: Longitud del tallo, desde el cuello hasta la yema Terminal; diámetro del tallo, a los 10 centímetros del cuello de la planta; así como el número de hojas por planta.

Procesamiento Estadístico

Para las variables longitud de tallo y número de hojas por planta se realizó el análisis de covarianza y la prueba LSD de Contraste Múltiple de Rangos; mientras que los datos de diámetro de tallo fueron analizados mediante el análisis de varianza y la prueba LSD. Todos los test se consideraron significativos a $p<0.05$.

Resultados

Al evaluar la longitud de tallo a los 0, 7, 14, 21, 28, 35, 42 y 49 días después del trasplante mediante el CO-ANVA (Tabla 1) se observó diferencias estadísticas significativas con una probabilidad de error del 0,05. Por lo que fue necesario realizar la prueba LSD, determinándose la existencia de tres grupos homogéneos a los 7 días del trasplante y dos grupos homogéneos a los 14, 21, 28, 35, 42 y 49 días, siendo el tratamiento suelo enriquecido con estiércol descompuesto de oveja "SEDOV" el mejor por tener un promedio mayor que los otros tratamientos.

El análisis del CO-ANVA del número de hojas por planta a los 0, 7, 14, 21, 28, 35, 42 y 49 días después del trasplante (Tabla 2), mostró diferencias estadísticas significativas con una probabilidad de error del 0,05 hasta los 42 días. Sin embargo, a los 49 días del trasplante no hubo diferencias significativas entre los tratamientos. Fue necesario realizar la prueba LSD, determinándose la existencia de dos grupos homogéneos a los 7, 14, 21, 28, 35 y 42 días del trasplante, siendo el tratamiento "SEDOV" el mejor por tener un promedio mayor que los otros tratamientos.

Tabla 1 Longitud promedio de tallo en plantas de *E. edulis* "poroto" cultivadas en sustratos: S, SEDCU, SEDOV, SEDVA evaluada durante 0, 7, 14, 21, 28, 35, 42 y 49 días después del trasplante.

Días de evaluación	S X	±	S DS	SEDCU X	±	SEDCU DS	SEDOV X	±	SEDOV DS	SEDVA X	±	SEDVA DS
0	1.51	±	0.4	1.65	±	0.51	1.62	±	0.52	1.75	±	0.56
7	2.49a	±	0.58	3.86bc	±	1.23	4.14c	±	1.09	3.73b	±	1.07
14	4.14a	±	1.49	8.05b	±	2.13	8.83b	±	2.21	7.77b	±	2.15
21	8.76a	±	2.93	12.15b	±	2.19	13.67b	±	2.37	12.34b	±	2.54
28	16.08a	±	3.07	17.49a	±	2.14	20.69b	±	2.25	18.21a	±	2.88
35	17.94a	±	3.29	19.19a	±	2.65	22.48b	±	1.94	19.7a	±	2.89
42	19.04a	±	3.15	21.14a	±	2.43	23.92b	±	1.63	21.24a	±	3.05
49	20.57a	±	3.01	22.49a	±	2.52	25.16b	±	1.61	22.28a	±	2.98

*Letras distintas indican diferencias estadísticas significativas a un nivel de confianza del 95%
S = suelo agrícola donde crece el poroto; SEDCU = suelo agrícola + estiércol descompuesto de cuy; SEDOV = suelo agrícola + estiércol descompuesto de oveja; SEDVA = suelo agrícola + estiércol descompuesto de vaca.

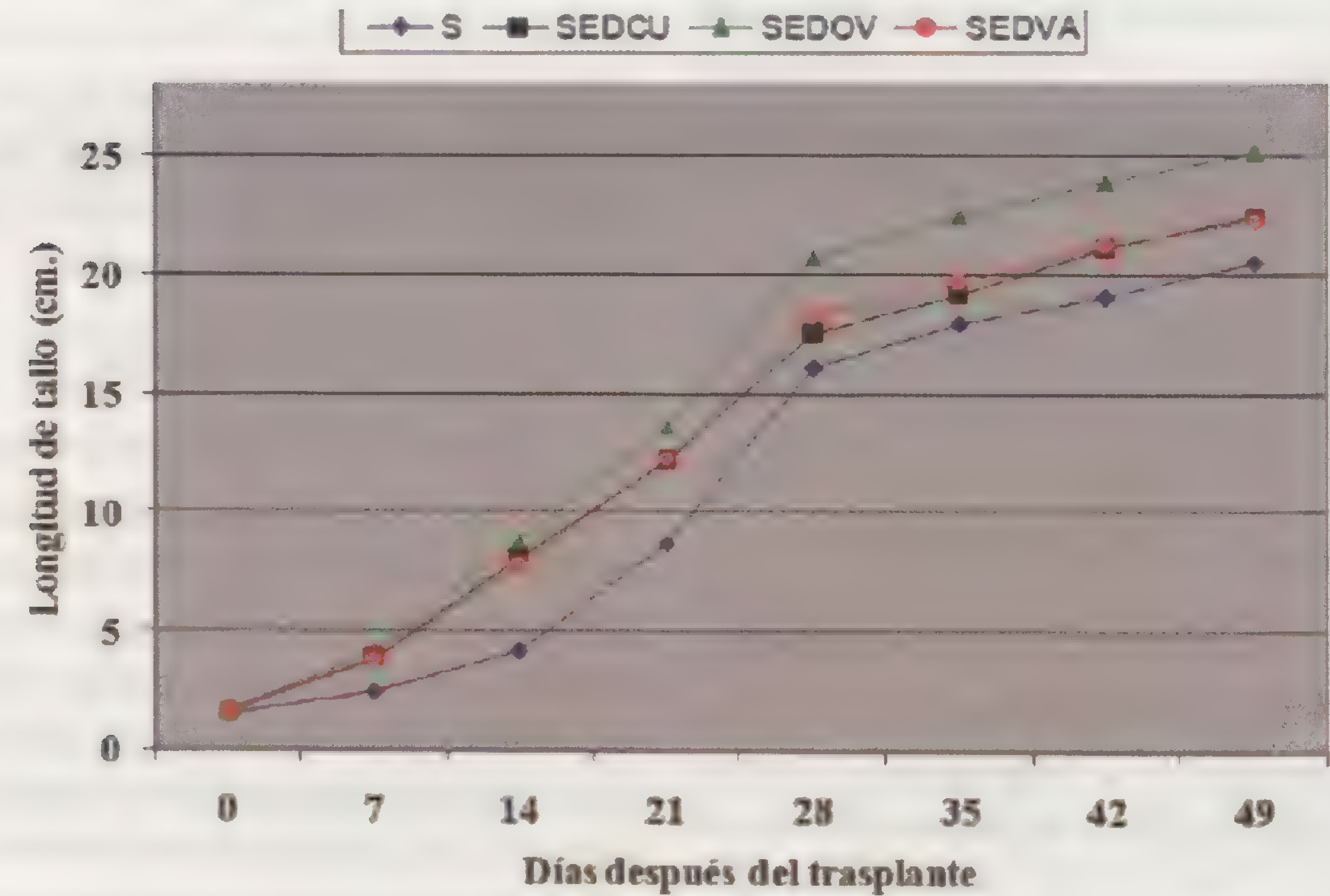


Fig. 1 Evolución del crecimiento en longitud de tallo de *E. edulis* "poroto" cultivados en los sustratos S: suelo agrícola; SEDCU: suelo agrícola + estiércol descompuesto de cuy; SEDOV: suelo agrícola + estiércol descompuesto de oveja y SEDVA: suelo agrícola + estiércol descompuesto de vaca.

Tabla 2 Número de hojas en plantas de *E. edulis* "poroto" cultivadas en sustratos: S, SEDCU, SEDOV, SEDVA evaluada durante 0, 7, 14, 21, 28, 35, 42 y 49 días después del trasplante.

Días de evaluación	S X	±	S DS	SEDCU X	±	SEDCU DS	SEDOV X	±	SEDOV DS	SEDVA X	±	SEDVA DS
0	0.22	±	0.44	0.11	±	0.33	0.56	±	0.53	0.11	±	0.33
7	1.22a	±	0.44	1.44ab	±	0.52	2.22b	±	0.83	1.33a	±	0.5
14	2.44a	±	1.13	3.67ab	±	0.71	4.44b	±	1.13	3.56b	±	0.88
21	4.22a	±	1.30	5.56ab	±	0.88	6.67b	±	1.23	5.56b	±	0.88
28	6.33a	±	1.41	7.22ab	±	0.83	8.56b	±	1.42	7.44ab	±	1.01
35	7.33a	±	1	8.22ab	±	1.3	9.44b	±	1.01	8.44ab	±	1.24
42	8a	±	1.32	9.44ab	±	1.33	10.22ab	±	1.3	9.56b	±	1.67
49	8.67	±	1.12	10.11	±	1.54	10.78	±	1.48	10.33	±	1.73

*letras distintas indican diferencia estadísticas significativas a un nivel de confianza del 95%
S = suelo agrícola donde crece el poroto: SEDCU = suelo agrícola + estiércol descompuesto de cuy: SEDOV = suelo agrícola + estiércol descompuesto de oveja; SEDVA = suelo agrícola + estiércol descompuesto de vaca.

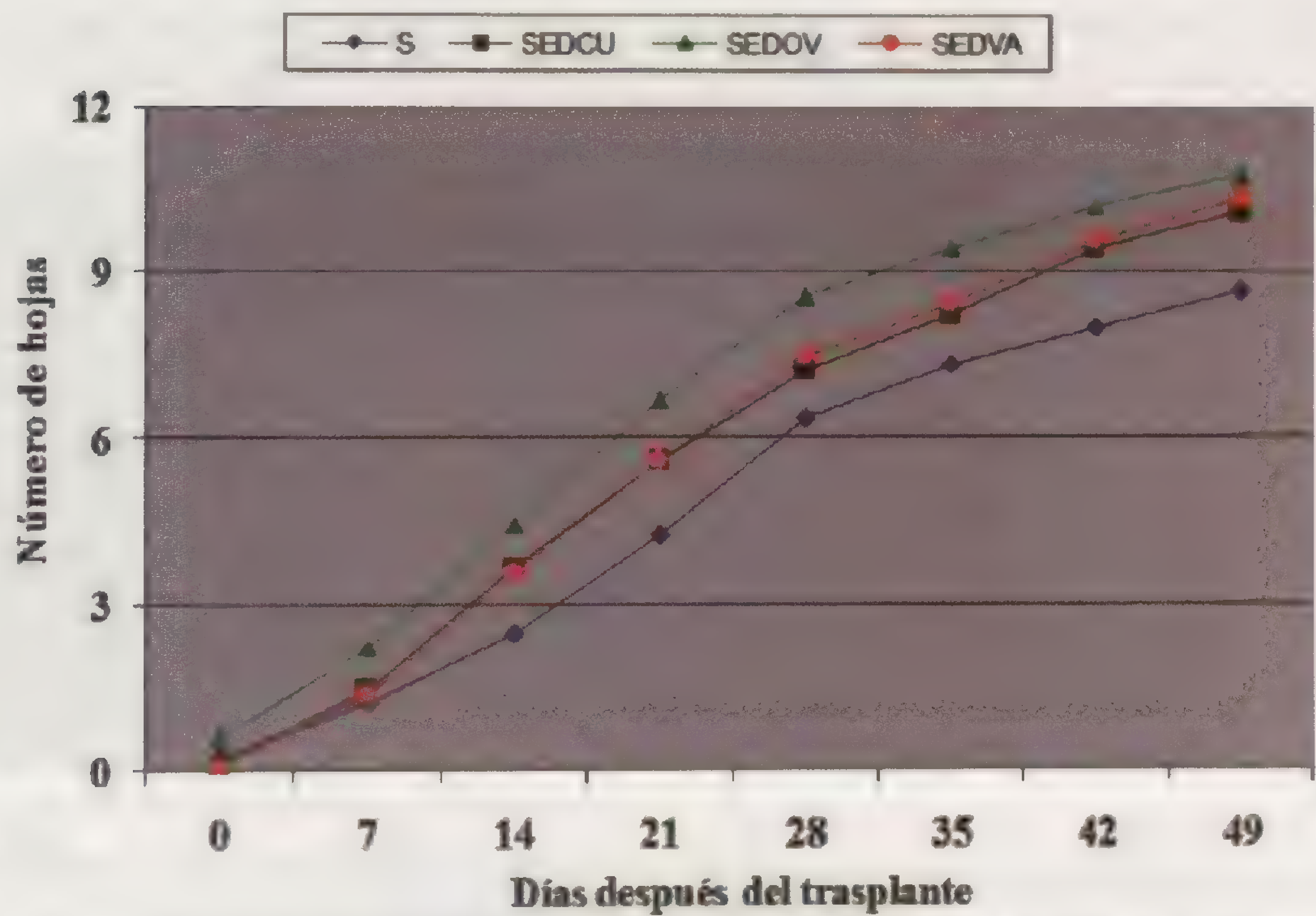


Fig. 2 Evolución del crecimiento en número de hojas por planta de *E. edulis* "poroto" cultivados en los sustratos S: suelo agrícola; SEDCU: suelo agrícola + estiércol descompuesto de cuy; SEDOV: suelo agrícola + estiércol descompuesto de oveja y SEDVA: suelo agrícola + estiércol descompuesto de vaca.

En relación al diámetro de tallo a los 28, 35, 42 y 49 días después del trasplante evaluado mediante el ANVA (Tabla 3) se observó que no existen diferencias estadísticas significativas con una probabilidad de error del 0,05 hasta los 42 días. Sin embargo, a los 49 días del trasplante si hubo diferencias significativas entre los tratamientos. Por lo que fue necesario realizar la prueba LSD, determinándose la existencia de dos grupos homogéneos, siendo el tratamiento "SEDOV" el mejor por tener un promedio mayor que los otros tratamientos.

Tabla 3 Diámetro promedio de tallo de plantas de *E. edulis* "poroto" cultivadas en sustratos: S, SEDCU, SEDOV, SEDVA evaluada durante 0, 7, 14, 21, 28, 35, 42 y 49 días después del trasplante.

	DÍAS DE EVALUACIÓN											
	28			35			42			49		
TTOS.	X	±	D.S.	X	±	D.S.	X	±	D.S.	X	±	D.S.
S	5.43	±	0.45	5.69	±	0.49	6.03	±	0.47	6.2a	±	0.5
SEDCU	5.71	±	0.61	6.1	±	0.6	6.3	±	0.56	6.47ab	±	0.56
SEDOV	5.94	±	0.49	6.18	±	0.42	6.63	±	0.39	6.84b	±	0.37
SEDVA	5.93	±	0.43	6.13	±	0.45	6.44	±	0.49	6.68b	±	0.47

*letras distintas indican diferencia estadisticas significativas a un nivel de confianza del 95%

S = suelo agrícola donde crece el poroto; SEDCU = suelo agrícola + estiércol descompuesto de cuy; SEDOV = suelo agrícola + estiércol descompuesto de oveja; SEDVA = suelo agrícola + estiércol descompuesto de vaca.

Discusión

Las diferencias observadas en el crecimiento de *E. edulis* "poroto" probablemente se debieron a que los sustratos utilizados tienen distinta composición mineral. Según Soler, 1993, la riqueza de nitrógeno del estiércol de oveja es de 8 a 8.5 kg./tonelada, mientras que, el estiércol de vaca posee 3 a 3.5 kg./tonelada (Soler, 1993). Es por ello, que el crecimiento de las plantas en suelo enriquecido con estiércol descompuesto de oveja, fue mayor a aquellas plantas que crecieron en suelo enriquecido con estiércol descompuesto de vaca.

El mayor crecimiento expresado como longitud y diámetro de tallo, así como número de hojas en plantas de *E. edulis* "poroto" cultivadas en suelo enriquecido con

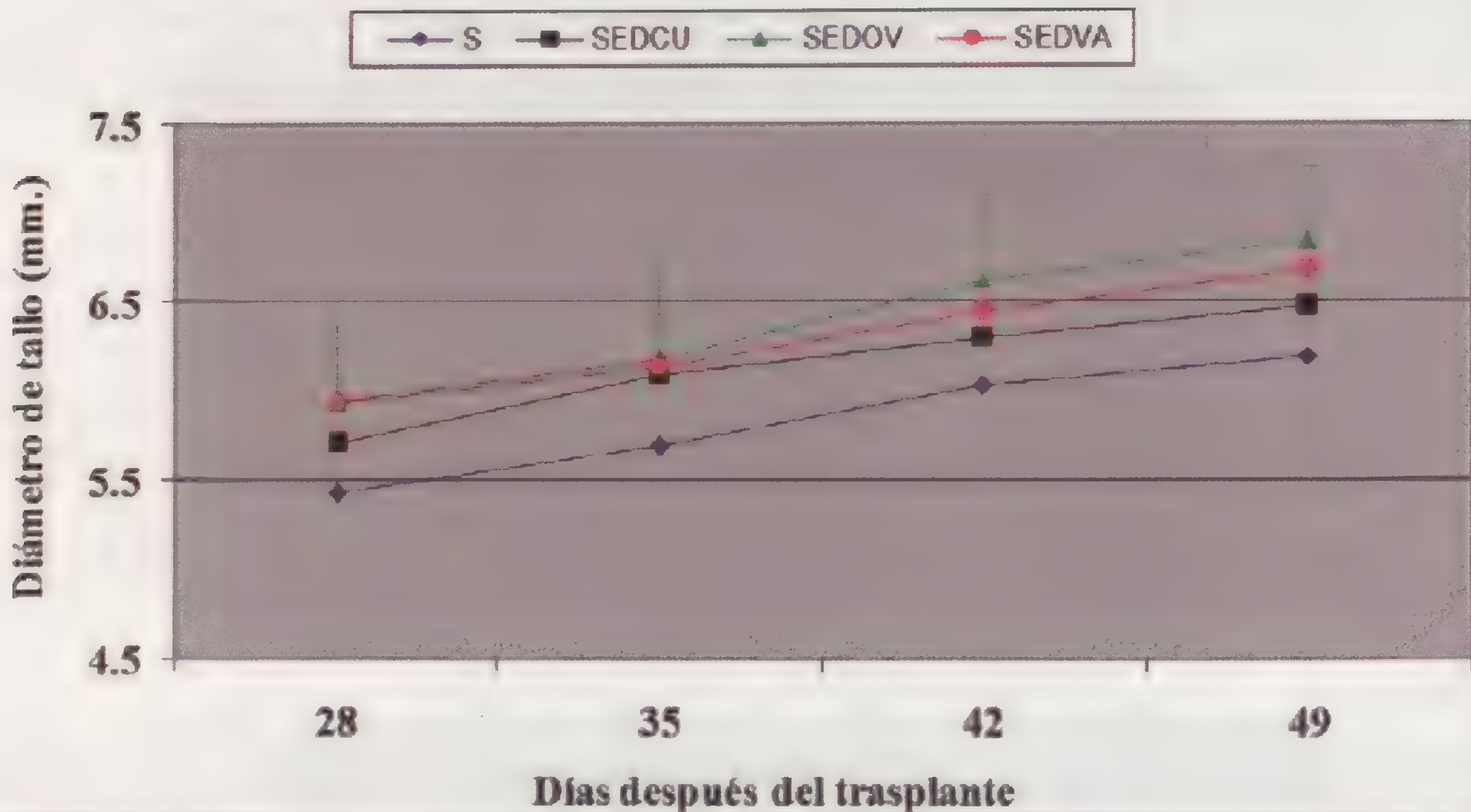


Fig. 3 Evolución del crecimiento en diámetro de tallo de *E. edulis* "poroto" cultivados en los sustratos S: suelo agrícola; SEDCU: suelo agrícola + estiércol descompuesto de cuy; SEDOV: suelo agrícola + estiércol descompuesto de oveja y SEDVA: suelo agrícola + estiércol descompuesto de vaca.

estiércol descompuesto de oveja se debió posiblemente a un mayor aporte de N de este abono al suelo. Las formas de nitrógeno del suelo utilizables por las plantas son el nitrato y el amonio, siendo el primero la fuente más importante para la mayoría de los cultivos (Reigosa et al, 2004; Azcon, 2000). Por otro lado, las células en crecimiento, como las de los meristemos, requieren un suministro frecuente de nitrógeno (Reigosa et al, 2004; Erston, 1967). Probablemente esta necesidad fue cubierta en mayor grado por el estiércol de oveja, logrando que estas crezcan más que aquellas plántulas cultivadas en otros sustratos.

Las plantas cultivadas con estiércol de cuy mostraron un crecimiento, en longitud y diámetro de tallo, así como en número de hojas por planta, similar a aquellas cultivadas con estiércol descompuesto de vaca; lo que hace suponer que el contenido de nitrógeno del estiércol de cuy sería similar al del estiércol de vaca.

El crecimiento del "poroto" en longitud de tallo y número de hojas a los 7 y 14 días fue mayor con el estiércol de cuy, pero, en los días siguientes el crecimiento fue mayor con el estiércol de vaca. Sin embargo, nuevamente a los 49 días la longitud de tallo fue mayor en las plantas cultivadas en suelo con estiércol de cuy. Este comportamiento posiblemente se deba a la capacidad de absorción de agua por las plantas. Huang y Gao, 2000, citado por Olivares, A.; M. Johnston y C. Gutierrez, consideran que la absorción de agua por las raíces depende de la distribución espacial de estas. La absorción del agua es un factor importante en el crecimiento (Olivares et al, 2006).

La aplicación de abonos orgánicos, por ejemplo: estiércoles, compostas o biosólidos no sólo aportan principalmente nitrógeno; además, optimizan las características físico-químicas y biológicas del suelo, lo que se traduce en un mejor crecimiento de la planta. Estas son ventajas muy valiosas frente a suelos pobres en materia orgánica (Reigosa et al, 2004; Flores, 2006). Al respecto, las plantas que crecieron en sustratos conformados de suelo únicamente, mostraron los más bajos rendimientos en longitud, diámetro de tallo y número de hojas, posiblemente porque en este sustrato no se mejoraron sus propiedades físico-químicas y biológicas (Fig. 1, 2, 3).

No sólo el nitrógeno es un elemento esencial para la planta. El organismo vegetal se compone de muchos elementos los cuales se requieren en cantidades suficientes para brindar su normal crecimiento y

desarrollo, estos son: carbono, oxígeno, hidrógeno, nitrógeno, fósforo, potasio, calcio, magnesio, azufre, cloro, hierro, cobre, boro, manganeso, molibdeno, zinc, sodio y sílice (Soler, 1993). Sin embargo, se conoce que los macroelementos nitrógeno, fósforo y potasio juegan un papel importante en el desarrollo de los caracteres vegetativos de la planta (Méndez, 2001).

La longitud y diámetro de tallo, así como el número de hojas mostraron un mayor valor promedio en las plantas cultivadas en sustratos de suelo enriquecido con estiércol descompuesto de oveja, esto también podría ser atribuido a un mayor contenido de fósforo y potasio en este sustrato. Es conocido que el fósforo y potasio abundan en las células meristemáticas y partes tiernas de la planta, donde cumplen funciones distintas: el primero, es componente de los fosfolípidos, ácidos nucleicos, participa en reacciones enzimáticas y asegura un buen desarrollo de la raíz; mientras que el segundo, destaca principalmente por ser activador de muchas enzimas y actuar como regulador osmótico en la célula, actividades que permiten dirigir el crecimiento celular (Salisbury & Ross, 2000). Las plantas con deficiencia en fósforo tienen crecimiento lento (Erston, 1967).

El hecho de que las plántulas cultivadas con estiércol de oveja presenten un mayor crecimiento en longitud y diámetro de tallo durante los 49 días de evaluación se puede deber a la relación hoja/tallo. El nitrógeno favorece el aumento del área foliar, con el consiguiente aumento de la tasa fotosintética lo que mantiene el crecimiento vegetativo de los tejidos en la planta (Reigosa et al, 2004). Las hojas son los órganos fotosintéticos de las plantas, las cuales nutren a todo el organismo vegetal (Soler, 1993).

Halevy y Bazelet, 1992, citado por Méndez, indican que el nitrógeno, el fósforo, el potasio y el magnesio son los elementos mayores esenciales y reportan que el nitrógeno en el algodón promueve especialmente el crecimiento vegetativo e incrementa el número total de flores y capullos y aumenta el tamaño de la bellota debido a un incremento en el peso individual de la semilla, mientras que el fósforo como otros nutrimentos esenciales, es necesario para el crecimiento normal de la planta de algodón y en numerosas ocasiones se ha reportado que el fósforo promueve el crecimiento rápido del algodón; así mismo, el abastecimiento continuo y adecuado de potasio es necesario durante todo el periodo de crecimiento y desarrollo del algodón (Méndez, 2001).

Conclusiones

El crecimiento de *E. edulis* "poroto" en longitud de tallo, diámetro de tallo y número de hojas fue mayor en el suelo enriquecido con estiércol descompuesto de oveja, siendo sus valores promedio a los 49 días de efectuado el trasplante de 25.16 cm, 6.84 mm. y 10.78 respectivamente.

El crecimiento de *E. edulis* "poroto" en longitud de tallo, diámetro de tallo y número de hojas en el suelo enriquecido con estiércol descompuesto de cuy alcanzó valores promedio a los 49 días de efectuado el trasplante de 22.49 cm, 6.47 mm. y 10.11 respectivamente.

El crecimiento de *E. edulis* "poroto" en longitud de tallo, diámetro de tallo y número de hojas en el suelo enriquecido con estiércol descompuesto de vaca alcanzó valores promedio a los 49 días de efectuado el trasplante de 22.28 cm, 6.68 mm. y 10.33 respectivamente.

Literatura citada

Agroenfoque. 2006. Revista para el Desarrollo Agropecuario, Agroindustrial y Agroexportador. Segunda Bienal Gastronómica Peruana. Año XXI - Nº 150. Lima – Perú. pp 80-81

Azcon, J. & M. Tolón. 2000. Fundamentos de Fisiología Vegetal. 1ra Edición. Edit. Mc Graw Hill Interamericana. España

Balmaceda, J. 1997. Propagación de Plantas Ornamentales. Trabajo de Capacitación Profesional para optar el Titulo de Biólogo. Escuela de Ciencias Biológicas. Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad Nacional de Trujillo

Barrera, N. 1994. Panorama General de los Árboles Fijadores de Nitrógeno: *Erythrina edulis*, árbol de uso múltiple para Alturas Tropicales. Colombia.

Barrera, N. 2002. Etnobotánica y Domesticación del Chachafruto *Erythrina edulis* Triana en la Zona Andina de Colombia. Universidad Politécnica de Madrid. España.

Barrera N.; J. Gómez; E. Gómez & M. Mejía. 2002. Utilización de Sustratos para Disminuir el Impacto de uso de Suelo "Importado" para Producir Plántulas de "Chachafruto" *Erythrina edulis* en condiciones de vivero. Universidad Politécnica de Madrid. España.

Bertieri, J. R. 2002. La Cadena de Valor para Productos Procesados a partir de la Semilla de Chachafruto. Grupo de Investigación en Gestión Empresarial e Innovación Tecnológica – SEIT. Facultad de Ingeniería. Proyecto Curricular de Ingeniería Industrial. InfoAgro.

Casas, H. 1992. Propagación y Plantación del Pajuro. Instituto de Investigación Agraria y Agroindustrial (INIAA). Folleto Nº 23. Pp 92. Lima – Perú.

Erston, M. 1967. Fisiología Vegetal. 1ra Edición. Editorial Uteha. México

Flores, A. 2006. Agro Enfoque. Año XXI - Nº 151; Lima – Perú; pág 6 - 10.

Hartmann, H. & D. Kester. 1997. Propagación de Plantas: Principios y Prácticas. 2da Edic. Edit. Continental. México.

León, S. 1992. Evaluación de la Eficiencia Simbiótica de cepas nativas e introducidas de *Rhizobium leguminosarum* biovar phaseoli a nivel de invernadero. Informe de prácticas pre-profesionales UNMSM. Lima

Lira, R. 2000. Fisiología Vegetal. 1ra Edición. Edit. Trillas. Mexico

Méndez, J. 2001. Efecto de dos densidades de población y dos niveles de fertilización sobre algunos caracteres vegetativos de tres cultivares de algodón (*Gossypium hirsutum* L.) en la sabana de Jusepín, Estado Monagas. Revista UDO Agrícola 1(1): 11-17

Mostacero J.; F. Mejía & O. Gamarra. 2002. Taxonomía de las Fanerógamas Útiles del Perú. VOL I. Editora Nomas Legales. Trujillo - Perú

Olivares A., M. Johnston y C. Gutierrez. 2006. Crecimiento y desarrollo de Bromus berteroanus Colla sometido a diferentes regímenes pluviométricos. Agricultura Técnica, 66(2) pp 166-173

Peralta, P. 2006. Biodiversidad y Pobreza en el Perú. Agro Enfoque. Año XXI - Nº 150. Lima – Perú. pp 28-31.

Pérez G.; C. de Martínez & E. Díaz. 1979. Evaluation of the protein quality of Erythrina edulis (balu). Arch. Latinoam. Nutr. 29(2):193-207.

Pérez O. & M. Sáez de Pérez. 2000. La Revolución Proteica de las Leguminosas del Chachafruto. La Era Ecológica. Vol 1.

Reigosa, M.; N. Pedrol & A. Sánchez. 2004. La Ecofisiología Vegetal: Una Ciencia de Síntesis. 1ra Edición. Editorial Thomson. Madrid-España

Salisbury, F. & C. Ross. 2000. Fisiología de las Plantas. Editorial Thomson. Madrid-España

Soler, R. 1993. Fruticultura moderna. 1ra Edición. Edit. Albatros. Argentina.

Wild, A. 1992. Condiciones del Suelo y Desarrollo de las Plantas según Rusell. 1ra Edición. Edit. Mundi-Prensa. España.

Evaluación fitoquímica y antibacteriana de *Bidens andicola* Kunth "cadillo", *Alternanthera philoxeroides* (C. Mart.) Griseb. "lancetilla" y *Celosia* sp. "pashquete"

Phytochemical and antibacterial evaluation of *Bidens andicola* Kunth "cadillo", *Alternanthera philoxeroides* (C. Mart.) Griseb. "lancetilla" and *Celosia* sp. "pashquete"

María del Pilar Rodríguez Quezada
Universidad Nacional Toribio Rodríguez de Mendoza, Facultad de Enfermería, Amazonas, PERÚ.
mprq2007@hotmail.com

Oscar Andrés Gamarra Torres
Universidad Nacional Toribio Rodríguez de Mendoza de Amazonas, Facultad de Ingeniería. Amazonas, PERÚ. *osgat@latinmail.com*

Fredy Romel Pérez Azahuanche
Universidad Privada Antenor Orrego, Facultad de Ciencias de la Salud, Trujillo, PERÚ.
fpereza@upao.edu.pe

Resumen

Se realizó una evaluación fitoquímica y antibacteriana de las especies vegetales *Bidens andicola* Kunth "cadillo", *Alternanthera philoxeroides* (C. Mart.) Griseb. "lancetilla" y *Celosia* sp. "pashquete"; usados en medicina tradicional para el tratamiento de infecciones urinarias. Para el análisis fitoquímico preliminar se usó el método cualitativo de ensayo a la gota, en extractos con solventes de diferente polaridad (cloroformo, etanol 96%, agua y HCl 1%) y para la evaluación antibacteriana contra *Escherichia coli* se empleó el método de difusión en agar de extractos acuosos y etanólicos 70%. Las tres especies presentaron en común esteroides, flavonoides y taninos; pero sólo la especie *Bidens andicola* Kunth "cadillo" presentó cardiotónicos y *Alternanthera philoxeroides* (C. Mart.) Griseb. "lancetilla" alcaloides. Se encontró que el extracto acuoso de "lancetilla" y el extracto etanólico de "cadillo", presentaron actividad contra *E. coli.*, en cambio ninguno de los extractos etanólicos y acuosos del "pashquete" presentaron actividad.

Palabras claves: Evaluación fitoquímica y antibacteriana, *Bidens andicola, Alternanthera philoxeroides, Celosia* sp.

Abstract

Phytochemical and antibacterial evaluation of "cadillo", *Bidens andicola* Kunth; "lancetilla", *Alternathera philoxeroides* (C. Mart.) Griseb.; and "pashquete", *Celosia* sp,. were carried out. These vegetable species are used in traditional medicine for the treatment of urinary infectioners. Drop assay qualitative method was used in the preliminary phytochemical analysis with extracts obtained with solvents of different polarity (chloroform, ethanol 96%, water, and HCl 1%). The antibacterial evaluation against *Escherichia coli* was made with the diffusion method in agar for water and ethanolic 70% extracts. The three species showed: steroids, flavonoids, and tannins. Cardiotonics and alkaloids were found only in "cadillo" and "lancetilla", respectively. Aqueuos "lancetilla" extract and ethanolic "cadillo" extract showed some activity against *E. coli*; but, aqueous and ethanolic pashquete extracts not showed activity.

Key words: Phytochemical and antibacterial evaluation, *Bidens andicola, Alternanthera philoxeroides, Celosia* sp.

Introducción

Las infecciones urinarias son un motivo frecuente de consulta médica en la atención primaria. Generalmente es monobacteriana, el germen más frecuente es *Escherichia coli* (85%), seguido por *Proteus mirabilis, Klebsiella pneumoniae, Streptococcus agalactiae* (en mujer gestante, anciano y diabético) (Sánchez, 2009), y son tratadas mediante el uso de antibióticos para eliminar el microorganismo patógeno de las vías urinarias, antiinflamatorios para disminuir las molestias

de la inflamación del tracto urinario.

La tendencia actual de las industrias es fabricar los denominados fitofármacos, que pueden ser mezclas de principios activos de fuentes naturales (plantas medicinales) de similar o diferente acción farmacológica destinados al tratamiento de determinadas patologías.

Los principios activos son toda sustancia dotada de actividad farmacológica, suelen ser metabolitos secundarios de la planta, es decir, que no son fundamentales para ella (suele tratarse de sustancias de reserva, productos para repeler o para atraer a los insectos para la polinización, entre otros) (Valcárcel, 2006). Estos principios varían a lo largo de una misma especie y en una .isma planta de acuerdo a factores como época del año, característica del suelo, entre otros.

Los análisis bioquímicos son los que han podido determinar cuales son los componentes principales de las plantas medicinales, es decir los principios activos.

Existen investigaciones que demuestran que ciertos principios activos presentes en extractos de plantas medicinales tienen actividad antibacteriana. Al respecto, se reportó actividad antibacteriana de aceites esenciales de las especies *Thymus vulgaris* y *Eucalyptus globulus* frente al *Staphylococcus aureus* (Tohidpour, 2010); de los extractos etanólicos de la especie *Bidens cernua* L., contra *C. albicans*, *C. tropicalis*, *C. krusei*, *C. parapsilosis* y *C. guilliermondii* (Hladun, *et al*, 2002) y un estudio de las propiedades antibacterianas de plantas nativas de Khuzastan e Iran frente a diferentes cepas de bacterias (Seyyednejad, 2010), entre otros.

Saber cómo utilizar las diferentes plantas es importante a la hora de elegir. Para la combinación de hierbas existen determinadas reglas. El conocimiento de estas mezclas permite que la cura o el alivio de las diversas dolencias no perjudiquen a otra parte del organismo. Las mezclas suelen incluir en su fórmula una hierba base, específica para la dolencia que se vaya a tratar, y otras que contribuyen a lograr los efectos buscados y, en algunos casos, permiten corregir el sabor amargo o desagradable de ciertas plantas medicinales.

Bidens andicola Kunth (Asteraceae) "cadillo", *Alternanthera philoxeroides* (C. Mart.) Griseb. (Amaranthaceae) "lancetilla" y *Celosia* sp. (Amaranthaceae) "pashquete", son plantas medicinales a las cuales los agentes comunitarios de la medicina tradicional del nororiente masónico peruano, les atribuyen propiedades curativas de las infecciones urinarias además de otras alteraciones más.

Mediante el análisis fitoquímico y antibacterial de estos recursos vegetales, que usan las comunidades pertenecientes a la región nororiental amazónico del Perú, se logrará reforzar el sustento científico y el fortalecimiento del aporte de la medicina tradicional, y por ende una oportunidad de desarrollo de estas comunidades selváticas mediante la producción y procesamiento industrial de especies vegetales con propiedades medicinales.

Material y Métodos

Material vegetal

Las especies vegetales fueron colectadas de mayo a agosto del 2010. *Bidens andicola* Kunth "cadillo", *Alternanthera philoxeroides* (C. Mart.) Griseb. "lancetilla" y *Celosia* sp."pashquete", fueron colectadas en los distritos de Colcamar, Cuispes, Shipasbamba y San Carlos (1 900 msnm), provincia Chachapoyas, región Amazonas. Los especímenes fueron identificados y clasificados botánicamente. Las muestras se secaron primero a la sombra por tres días y luego en estufa (Selecth-Digitheat) a 40°C, para finalmente ser pulverizados (molino mecánico) y almacenados en sobres de papel.

Ensayos in vitro de actividad antibacteriana

Preparación de extractos: Se pesaron muestras de 20 g de material vegetal seco y molido, luego se colocaron en vasos de 400 mL con 100 mL de etanol 70% y se dejó en reposo por 5 días. Los productos fueron filtrados, evaporados a sequedad en estufa a 37°C y esterilizados con radiación ultravioleta por 24 horas. Para el caso de los extractos acuosos, se usaron los mismos pesos de muestras, se sometieron a ebullición por 5 minutos, luego se dejaron en reposo por 20 minutos para finalmente ser filtrados y usados

en los ensayos antibacterianos.

Ensayos con *Escherichia coli*: Para evaluar la actividad antibacteriana de los extractos preparados, se utilizó el método de difusión en agar según los estándares internacionales (Koneman *et al.*, 1997). Se empleó como patrón de referencia la gentamicina. Se realizaron 3 réplicas y los resultados que se consideraron fueron el promedio de los valores obtenidos en cada caso.

Análisis fitoquímico preliminar

Se realizaron mediante el ensayo cualitativo a la gota (Dominguez, 1973; Harborne, 1984; Trease, 1986; Barba, 1997)

Preparación de extractos: Se prepararon cuatro extractos con solventes de diferente polaridad (cloroformo, etanol 96%, agua y HCl 1%); para ello se pesaron cuatro muestras de material vegetal seco y molido (5,0 g de cada una), luego se empaquetaron con papel filtro y colocados en vasos de precipitación de 200 mL con 30 a 40 mL de solvente respectivo y tapados con luna de reloj.

Las muestras se sometieron a calentamiento con baño maría por espacio de 5 minutos, evitando que se evapore todo el solvente. Para el caso de HCl 1% se empleó 10 minutos.

Ensayos cualitativos a la gota

Extracto clorofórmico

1. Esteroides: se realizó el ensayo de Liebermann-Burchard. A 5 gotas del extracto se añadió 5 gotas de anhídrido acético y luego gotas de ácido sulfúrico concentrado. Una coloración verde azul, azul verdoso, violeta o roja, indicó la presencia de un núcleo esteroidal o triterpenoidal.

2. Quinonas: se realizó el ensayo de Börntrager. A 5 gotas del extracto, llevado a sequedad, se agregó 5 gotas de tolueno y luego 5 gotas de NaOH al 5%. La aparición de una coloración roja en la fase acuosa, nos indicó la presencia de antraquinonas y naftoquinonas.

Extracto etanólico

1. Flavonoides: se realizó el ensayo de Shinoda. A 5 gotas de muestra se colocó unos trocitos de magnesio metálico y luego 3 gotas de ácido clorhídrico concentrado. La coloración rojiza nos indicó la presencia de flavonoides.

2. Cardiotónicos: se realizó el ensayo de Kedde. A 5 gotas del extracto se agregó 3 gotas de reactivo de Kedde. La aparición de coloraciones violetas o púrpuras indicó prueba positiva de la existencia de cardiotónicos.

3. Taninose realizó el ensayo de cloruro férrico. A 5 gotas del extracto se añadió 2 gotas de solución de FeCl3 al 10%. Una coloración azul indicó la presencia de taninos hidrolizables y una coloración verde indicó la presencia de taninos condensados.

Extracto acuoso

1. Antocianinas: se realizar el ensayo del pH (medio ácido y básico). A 5 gotas del extracto se añadió 3 gotas de HCl concentrado. Se observó el color formado. A otra muestra de 5 gotas de extracto se añadió 3 gotas de NaOH al 5%. Se observó el color formado. Las antocianinas se reconocieron por producir diferentes colores a diferentes pH.

2. Saponinas: se realizó el ensayo de la espuma. A 3 ml. del extracto en un tubo de ensayo se agitó vigorosamente por 30 segundos, se esperó 15 minutos. La persistencia de la espuma nos indicó la presencia de saponinas.

Extracto ácido (HCl al 1%)

1. Alcaloidese realizaron los ensayos de Dragendorff, Meyer y Wagner. Se colocaron en 3 tubos de ensayo 1 mL de extracto ácido. Se añadió a cada uno 2 gotas de los reactivos de Dragendorff, Mayer y Wagner. La formación de turbidez o precipitados (rojo a naranja, blanco a crema y marrón), indicó que la muestra tuvo alcaloides.

Resultados y discusión

El efecto antibacteriano de los extractos etanólicos y acuosos frente a la *Echerichia coli*, de las tres especies vegetales, se encuentran resumidos en la Tabla 1 y 2 respectivamente.

De los extractos etanólicos la especie *Bidens andicola* Kunth "cadillo" y de los acuosos la *Alternanthera*

Tabla 1. Actividad frente a *Escherichia coli* de extractos etanólicos

ESPECIE VEGETAL	DIÁMETRO DEL HALO (mm)
lancetilla	0
cadillo	15
pashquete	0
MEDICAMENTO	
Gentamicina 10 μg	19

Tabla 2. Actividad frente a *Eschericha coli* de extractos acuosos

ESPECIE VEGETAL	DIÁMETRO DEL HALO (mm)
lancetilla	15
cadillo	0
pashquete	0
MEDICAMENTO	
Gentamicina 10 μg	20

Tabla 3. Análisis fitoquímico preliminar de hojas y tallos *Bidens andicola* Kunth "cadillo"

ENSAYOS	EXTRACTOS				OBSERVACIONES
	CHCl3 Color: marrón oscuro	EtOH Color: verde oscuro	H2O Color: marrón oscuro	HCl 1% Color: marrón claro	
Quinonas	-	*	*	*	No hubo variación de color
Esteroides	+	*	*	*	Varió de verde oscuro a verde azulado
Flavonoides	*	+	*	*	Varió de verde oscuro a magenta
Cardiotónicos	*	+	*	*	Varió de verde oscuro a marrón rojizo
Taninos	*	+	*	*	Varió de verde oscuro a marrón oscuro
Antocianinas	*	*	-	*	No hubo variación de color
Saponinas	*	*	-	*	No hubo formación de espuma
Alcaloides	*	*	*	-	No formó precipitado

(+): Presencia de metabolito secundario
(-): Ausencia de metabolito secundario
(*): No se realizó el ensayo

Tabla 4. Análisis fitoquímico preliminar de hojas y tallos *Alternanthera philoxeroides* (C. Mart.) Griseb. "lancetilla"

ENSAYOS	EXTRACTOS				OBSERVACIONES
	CHCl3 Color: marrón	EtOH Color: verde	H2O Color: marrón	HCl 1% Color: marrón	
Quinonas	-	*	*	*	No hubo variación de color
Esteroides	+	*	*	*	Varió de verde oscuro a verde azulado intenso
Flavonoides	*	+	*	*	Varió de verde oscuro a magenta
Cardiotónicos	*	-	*	*	No hubo variación de color
Taninos	*	+	*	*	Varió de verde oscuro a marrón verdoso
Antocianinas	*	*	-	*	No hubo variación de color
Saponinas	*	*	+	*	Espuma a una altura de 5 cm.
Alcaloides	*	*	*	+	Turbidez

(+): Presencia de metabolito secundario
(-): Ausencia de metabolito secundario
(*): No se realizó el ensayo

Tabla 5. Análisis fitoquímico preliminar de hojas y tallos *Celosia* sp. "pashquete"

ENSAYOS	EXTRACTOS				OBSERVACIONES
	CHCl3 Color: Verde marrón	EtOH Color: Verde oscuro	H2O Color: Marrón oscuro	HCl1% Color: Marrón claro	
Quinonas	-	*	*	*	No hubo variación de color
Esteroides	+	*	*	*	Varió de verde a verde azulado intenso
Flavonoides	*	+	*	*	Varió de verde a magenta
Cardiotónicos	*	-	*	*	No hubo cambio de color
Taninos	*	+	*	*	Varió de verde oscuro a violeta a negro
Antocianinas	*	*	+	*	Cambió el color según pH
Saponinas	*	*	+	*	Espuma a una altura de 4 cm.
Alcaloides	*	*	*	-	No formó precipitado

(+): Presencia de metabolito secundario
(-): Ausencia de metabolito secundario
(*): No se realizó el ensayo

philoxeroides (C. Mart.) Griseb. "lancetilla" presentaron actividad contra *Escherichia coli.*, en cambio *Celosia* sp. "pashquete" no presentó actividad alguna en ninguno de los extractos.

Los resultados indican también que la actividad biológica de los extractos fueron de similar efectividad que la gentamicina (similar diámetro de halo).

El análisis fitoquímico preliminar de las tres especies se encuentran resumidos en la Tablas 3, 4 y 5.

Las tres especies presentaron en común esteroides, flavonoides y taninos; pero sólo la especie *Bidens andicola* Kunth "cadillo" presentó cardiotónicos y *Alternanthera philoxeroides* (C. Mart.) Griseb. "lancetilla" presentó alcaloides. Probablemente la diferenciación de metabolitos secundarios de estas dos especies respecto a la *Celosia* sp. "pashquete" justifique la diferencia de actividad frente a la *E. coli.* Los glicósidos cardiotónicos y alcaloides han demostrado tener entre sus propiedades biológicas actividad antibacteriana (Takechi, 1998; Gomez, 2007).

Conclusiones

El análisis fitoquímico preliminar de las tres especies vegetales estudiadas: *Bidens andicola* Kunth "cadillo", *Alternanthera philoxeroides* (C. Mart.) Griseb. "lancetilla" y *Celosia* sp. "pashquete", indicaron la presencia común de esteroides, flavonoides y taninos; pero sólo la especie *B. andicola* Kunth "cadillo" presentó cardiotónicos y la *A. philoxeroides* (C. Mart.) Griseb. "lancetilla" presentó alcaloides.

Se identificó actividad contra *Eschericha coli* del extracto acuoso de *A. philoxeroides* (C. Mart.) Griseb. "lancetilla" y el extracto etanólico de *B. andicola* Kunth "cadillo", pero ninguna actividad de los extractos acuoso y etanólico de *Celosia* sp. "pashquete".

Literatura citada

Barba, J. 1997. Introducción al análisis de productos naturales; laboratorio de fitoquímica. Universidad Autónoma Metropolitana, México, D.F.

Domínguez, X.A. 1973. Métodos de Investigación Fitoquímica, Ed. Limusa, México.

Gómez, Y.; K. Gil, E. González & L.M. Farías. 2007. Actividad antifúngica de extractos orgánicos del árbol *Fagara monophylla* (Rutaceae) en Venezuela Rev. Biol. Trop. 55: 767-775.

Harborne, B.J. 1984. Phytochemical methods, a guide to modern techniques of plant analisys, 2a edition, Chapman and Hall, New York.

Hladun N. P. ; A.S. Bondarenko; S.S. Nahorna & O.V. Smyrnova. 2002. Investigation of the activity of the preparation cerbiden against Candida spp. Mikrobiol Z. 64:57-61

Koneman, E.W.; S.D. Allen; W.M. Janda; P.C. Schreckenber & W.C. Wien. 1997. Color Atlas of Diagnostic Microbiology. Lippincott, pp. 785-881.

Sánchez D. 2009. Infecciones en vías urinarias. 02 de diciembre del 2010. Disponible en: http://www.scribd.com/doc/21019070/Inf-en-Vias-Urinarias

Seyyednejad, S.M. & H. Motamedi. 2010. International Journal Pharmacology 6:551-560

Takechi, M.; Y. Kousaka; C. Uno & Y. Tanaka. 1998. Planta Med. 64:179.

Tohidpour, A.; M. Sattaria; R. Omidbaigi; A. Yadegar & J. Nazemi. 2010. Phytomedicine 17:142-145.

Trease, G.E. 1986. Tratado de Farmacognosia, 12ª edición, EMALSA, S.A. México, D.F.

Valcárcel M.J. 2006. Fitoterapia. Revista de Salud Discovery DSalud. Acceso: 25 de Febrero del 2010. Disponible en: http://www.dsalud.com/fitoterapia_numero17.htm

Arnaldoa 18(1): 77 - 93, 2011 ISSN: 1815 - 8242

Traditional medicinal plants used in Northern Peru for kidney problems and urinary infections

Plantas medicinales norperuanas usadas para enfermedades renales e infecciones urinarias

Rainer W. Bussmann & Ashley Glenn
William L. Brown Center, Missouri Botanical Garden, P.O. Box 299, St. Louis, MO 63166-0299, USA.
rainer.bussmann@mobot.org,

Abstract

The present study attempts to give an overview on medicinal plant species employed in traditional therapies in northern Peru to treat kidney problems and urinary system disorders, and compare this use to the western scientific evidence regarding their efficacy. A total of 69 plant species belonging to 61 genera and 43 families were documented and identified as herbal remedies for kidney- and urinary tract problems in northern Peru. Most species used were Asteraceae (8 species, 11.43%), followed by Fabaceae and Poaceae (both 5 species, 7.14%). The most important families are represented similarly as in the overall medicinal flora, while some other medicinally important families (e.g. Lycopodiaceae, Cucurbitaceae) are completely missing from the kidney portfolio. The majority of kidney herbal preparations were prepared from the whole plant (27.78%), while the leaves of plants (25.56%), flowers (12.22%) and stems (16.67%) were used less frequently. In almost 64% of the cases fresh plant material was used to prepare remedies. About 88% of the remedies were applied orally, while the remaining ones were applied topically. Over half of all remedies were prepared as mixtures of multiple ingredients. The information gained on frequently used traditional remedies against this type of disorders might give some leads for future targets for further analysis in order to develop new drugs.

Keywords: Ethnobotany, traditional medicine, urinary system, calculi, kidney infections

Resumen

Este estudio trata de reportar las plantas medicinales usadas en la terapia tradicional en Perú en contra de problemas del sistema urinaria y de los riñones, y comparar los resultados con ensayos de ciencia sobre la eficaz de estas especies. Un total de 69 especies de plantas de 61 géneros y 43 familias fueron documentadas como remedies herboreos en contra de problemas de riñones y del sistema urinario. La mayoría de las especies pertenece a Asteraceae (8 especies, 11.43%), Fabaceae y Poaceae (ambos con 5 especies, 7.14%). La mayoría de las preparaciones para enfermedades de riñones estuvieran preparado de la planta entera (27.78%), hojas (25.56%), flores (12.22%) y tallos (16.67%). Casi 64% de las plantas estuvieran usadas frescas, y 88% de los remedies fueron tomados oralmente. Más que la mitad de las preparaciones fueron mezclas con ingredientes múltiples. La informacion de estos remedios tradicionales utilizados cobn frecuencia pueden dar las pautas para futuros analisis y el desarrollo de nuevos fármacos.

Palabras clave: Etnobotnica, medicina tradicional, sistema urinario, cálculos, infección renal

Introduction

The recent WHO report on urinary tract infections (UTI) indicates that URIs are one of the most common bacterial infections seen, in particular in children. It has been estimated that UTI are diagnosed in 1% of boys and 3-8% of girls. In the first year of life UTI is more prevalent in boys with rates of 2.7% compared with 0.7% in girls. The reported rate of recurrent UTI is around 12-30% with risk greater in infants < 6 months, severe vesico-ureteric reflux and abnormal nuclear renal scans at time of first infection (WHO 2005). Studies have shown a higher UTI prevalence of 8-35% in malnourished children, with the risk of bacteriuria increasing significantly with the severity of malnutrition (WHO 2005).

Traditional Medicine is used globally and is rapidly growing in economic importance. In developing

countries, Traditional Medicine is often the only accessible and affordable treatment available. The WHO reports that Traditional Medicine is the primary health care system for % of the population in developing countries. In Latin America, the WHO Regional Office for the Americas (AMRO/PAHO) reports that 71% of the population in Chile and 40% of the population in Colombia have used Traditional Medicine. In many Asian countries Traditional Medicine is widely used, even though Western medicine is often readily available. In Japan, 60–70% of allopathic doctors prescribe traditional medicines for their patients.

Complementary Alternative Medicine is also becoming more and more popular in many developed countries. Forty-two percent of the population in the US have used Complementary Alternative Medicine at least once (WHO 1998), and a national survey reported the use of at least one of 16 alternative therapies increased from 34% in 1990 to 42% in 1997 (UNCCD 2000). The number of visits to providers of Complementary Alternative Medicine (CAM) now exceeds by far the number of visits to all primary care physicians in the US (WHO 1999ab, 2002).

The expenses for the use of Traditional and Complementary Alternative Medicine are exponentially growing in many parts of the world. The 1997 out-of-pocket Complementary Alternative Medicine expenditure was estimated at US$ 2,700 million in the USA. The world market for herbal medicines based on traditional knowledge is now estimated at US$ 60,000 million (Breevort 1998).

Northern Peru is believed to be the center of the Central Andean Health Axis (Camino 1992), and traditional medicinal practices in this region are still an important component of everyday life (Bussmann and Sharon 2006, Bussmann 2006, De Feo 1992, Joralemon and Sharon 1993, Polia 1988, Sharon 1978, 1980, 1994, 2000, Sharon and Bussmann 2006). Traditional Medicine is also gaining more and more respect by national governments and health providers. Peru's National Program in Complementary Medicine and the Pan American Health Organization recently compared Complementary Medicine to allopathic medicine in clinics and hospitals operating within the Peruvian Social Security System (EsSalud 2000). According to WHO (2002), the sustainable cultivation and harvesting of medicinal species is one of the most important challenges for the next few years.

The present study attempts to give an overview on medicinal plant species employed in traditional therapies in Northern Peru to treat kidney problems and urinary system disorders, and compare this use to the western scientific evidence regarding their efficacy.

Material and methods

Plant Collections

Plants in Peru were collected in the field, in markets, and at the homes of traditional healers (curanderos) in northern Peru (Fig. 1) in August-September 2001, July-August 2002, July-August 2003, June-August 2004, July-August 2005, July-August 2006, June-August 2007, June-August 2008, March-April 2009 and June-August 2009. A total of 116 informants (healers and market venders) in the Trujillo and Chiclayo area were interviewed using structured questionnaires. The informants were always provided with fresh plant material, either collected with them, by them, or available at their market stands. The questionnaires did not include any reference as to disease concepts, plant parts or preparations. In contrast, the participants were only asked simple questions along the lines "What is this plant used for, which part, which quantity, how is it prepared, are any other plants added to the mixture." All questions were asked in the same order. All informants were of Mestizo origin, and spoke only Spanish as their native language. The study covered the four existing medicinal plant markets of the region, and included all venders present. All interviews were conducted with the same set of participants. The specimens are registered under the collection series "RBU/PL," "ISA," "GER," "JULS," "EHCHL," "VFCHL," "TRUBH," and "TRUVANERICA," depending on the year of fieldwork and collection location. Surveys were conducted in Spanish by fluent speakers. Surveyors would approach healers, collectors and market vendors and explain the premise for the study, including the goal of conservation

of medicinal plants in the area.

Vouchers of all specimens were deposited at the Herbario Truxillensis (HUT, Universidad Nacional de Trujillo), and Herbario Antenor Orrego (HAO, Universidad Privada Antenor Orrego Trujillo). In order to recognize Peru's rights under the Convention on Biological Diversity, most notably with regard to the conservation of genetic resources in the framework of a study treating medicinal plants, the identification of the plant material was conducted entirely in Peru. No plant material was exported in any form.

Nomenclature

The nomenclature of plant families, genera, and species follows the Catalogue of the Flowering Plants and Gymnosperms of Peru (Brako and Zarucchi 1993) and the Catalogue of Vascular Plants of Ecuador (Jørgensen and León-Yanez 1999). The nomenclature was compared to the TROPICOS database. Species were identified using the available volumes of the Flora of Peru (McBride 1936-1981), as well as Jørgensen and Ulloa Ulloa (1994), Pestalozzi (1998) and Ulloa Ulloa and Jørgensen (1993), and the available volumes of the Flora of Ecuador (Sparre and Harling 1978-2009), and reference material in the herbaria HUT, HAO, QCA, LOJA and QCNE.

Results

A total of 69 plant species belonging to 61 genera and 43 families were documented and identified as herbal remedies for kidney- and urinary tract problems in Northern Peru. Most species used were Asteraceae (8species, 11.43%), followed by Fabaceae and Poaceae (both 5 species, 7.14%). All other families mostly contributed only one species each to the pharmacopoeia (Tab. 1). A complete overview of all plants encountered, including data on use-recipes and preparation, is given in Appendix 1. The most important families are represented similarly as in the overall medicinal flora, while some other medicinally important families (e.g. Lycopodiaceae, Cucurbitaceae) are completely missing from the kidney portfolio (Tab. 2) (Bussmann and Sharon 2006).

The majority of kidney herbal preparations were prepared from the whole plant (27.78%), while the leaves of plants (25.56%), flowers (12.22%) and stems (16.67%) were used less frequently (Tab. 3). (Tab. 3, Bussmann and Sharon 2006). This indicates that the local healers count on a very well developed knowledge about the properties of different plant parts. In almost 64% of the cases fresh plant material was used to prepare remedies, which differs little from the average herbal preparation mode in Northern Peru. About 88% of the remedies were applied orally, while the remaining ones were applied topically. Over half of all remedies were prepared as mixtures of multiple ingredients by boiling plant material either in water or in sugarcane spirit.

Discussion

Kidney and urinary system problems are very common globally, but allopathic treatments, in particular with regard to renal calculi, are mostly focused on dilation of the ureter, and pain management. Although a large number of plants are used in traditional medicine to treat this problem, less than 35% of the plants found in Peru or their congeners have been studied at all for their medicinal properties. Kim et al. (2006) report on the kidney-protective effects of Brassica root extract. Venentovká and Ulichichová (2003) found efficacy in *Smallanthus sonchifolius* and *Lepidium meyenii*, both neglected Andean crops, and the latter very frequently sold in the herbal; supplement industry. Other medicinals with positive effects on the urinary system that were at least exposed to some preliminary research were Aloe (Kirdpon et al. 2006), *Annona* and *Citrus* (Hernández et al. 1984), *Dioscorea* and *Hydrocotyle* (Lee et al. 2002; Wojcikowski et al. 2008), *Plantago* (Samuelsen 2000). Lans (2006) published a long list of remedies for kidney problems from research in Trinidad and Tobago. *Arctium lappa* (Grases et al. 1994), *Zea mays* (Masteiková et al. 2007), many species of *Equisetum* (Masteiková et al. 2007; Wright et al. 2007), and especially species of *Phyllanthus* and *Tribulus* (Calixto et al. 1998, Kieley et al. 2008), have shown efficacy in uroithiasis. The main problem from a patient perspective lies however in the

fact that many species, e.g. of *Phyllanthus*, are highly similar, while only a few display the desired effect.

Kidney and urinary tract diseases are a major health challenge worldwide. Many plant species are traditionally used for kidney disease treatment, and some have been investigated for their efficacy with positive results. An often-limiting factor to these investigations is lack of comprehensive ethnobotanical data to help choose plant candidates for potency/efficacy tests. Since the plant parts utilized in preparation of kidney remedies are reported in this survey, it serves as an indication of species that may need further ecological assessment on their regeneration status.

The results of this study show that both indigenous and introduced species are used for the treatment of urinary tract problems. The information gained on frequently used traditional remedies against this type of disorders might give some leads for future targets for further analysis in order to develop new drugs. However, more detailed scientific studies are desperately needed to evaluate the efficacy and safety of the remedies employed traditionally.

Acknowledgements

The presented study was financed through MIRT (Minority International Research and Training) or MHIRT (Minority Health Disparity International Research and Training), a grant from the National Institutes of Health (Fund: 54112B MHIRT Program, Grant: G0000613). MHIRT-Peru is coordinated by San Diego State University (SDSU), and cooperates with the Universidad Privada Antenor Orrego (UPAO, Herbarium HAO), the Universidad Nacional de Trujillo (UNT, Herbarium HUT and Instituto de Medicina Tropical) and the Clínica Anticona Trujillo (CAT) in Peru. None of the work would have been possible without the invaluable collaboration of our Peruvian colleagues, curanderas Julia Calderón, Isabel Chinguel, and Olinda Pintado, curandero Germán Santisteban, and herbalists Manuel Bejarano, Elmer Cruz, and Iván Cruz. With regard to ritual and therapeutic practices we especially want to thank the above curanderas, as well as curandero Leoncio Carrión, and the constant support of Douglas Sharon.

Thanks also go to Eric Rodriguez (Herbarium Truxillense, HUT) and Abundio Sagastegui, Segundo Leiva, and Mario Zapata (Herbario Antenor Orrego, HAO) for the use of their facilities and their assistance in plant identification.

Most of all, we want to express our sincere gratitude to the people of Northern Peru for sharing their ethnobotanical knowledge.

Literature cited

Brako, L. & J.L. Zarucchi [eds.]. 1993. Catalogue of the Flowering Plants and Gymnosperms of Peru. MBG, Saint Louis, USA.

Breevort, P. 1998. The Booming U. S. Botanical Market: A New Overview. HerbalGram 44: 33-46.

Bussmann, R.W. 2006. Manteniendo el balance de naturaleza y hombre, La diversidad florística andina y su importancia por la diversidad cultural – ejemplos del Norte de Perú y Sur de Ecuador. Arnaldoa 13(2), 382-397.

Bussmann, R.W. & D. Sharon. 2006. Traditional plant use in Northern Peru, Tracking two thousand years of health culture. Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine 2: 47.

Calixto, J.B., A.R. Santos, V. Cechinel Filho & R.A. Yunes. 1998. A review of the plants of the genus *Phyllanthus*: their chemistry, pharmacology, and therapeutic effects. Medicinal Research Reviews 18(4): 225-258.

Camino, L. 1992. Cerros, plantas y lagunas poderosas, la medicina al norte de Perú. Lluvia Editores, Lima, Peru.

De Feo, V. 1992. Medicinal and magical plants on northern Peruvian Andes. Fitoterapia 63: 417–440.

Essalud/Organización Panamericana de Salud. 2000. Estudio Costo-Efectividad: Programa Nacional de Medicina Complementaria. Seguro Social de EsSalud, Lima, Peru.

Grases, F., G. Melero, A. Costa-Bauzá, R. Prieto & J.G. March 1994. Urolithiasis and phytotherapy. International Urology and Nephrology 26(5): 507-511.

Hernández, L., R.A. Muñoz, G. Miró, M. Martínez, J. Silva-Parra & P.I. Chávez. 1984. Use of medicinal plants by ambulatory patients in Puerto Rico. American Journal of Hospital Pharmacy 41(10): 2060-2064.

Joralemon, D. And D.Sharon. 1993. Sorcery and Shamanism, Curanderos and Clients in Northern Peru. University of Utah Press, Salt Lake City, USA.

Jørgensen, P.M. And S. León-Yanez [eds.]. 1999.

Catalogue of the vascular plants of Ecuador. Monographs in Systematic Botany 75: 1-1181.

Jørgensen, P.M. & C. Ulloa Ulloa. 1994. Seed plants of the High Andes of Ecuador - a Checklist. AAU Reports 34: 1-443.

Kieley, S., R. Dwivedi And M. Monga. 2008. Ayurvedic medicine and renal calculi. Journal of Endourology 22(8): 1613-1616.

Kim, Y.H., Y.W. Kim, Y.J. Oh, N.I. Back, S.A. Chung, H.G. Chung, T.S. Jeong, M.S. Choi & K.T. Lee. 2006. Protective effect of the ethanol extract of the roots of *Brassica rapa* on Cisplatin-induces nephrotoxicity in LLC-PK1 cells and rats. Biology and Pharmacy Bulletin 29(12): 2436-2441.

Kirdpon, S., W. Kirdpon, W. Airarat, A. Trevanich And S. Nanakorn. 2006. Effect of aloe (*Aloe vera* L.) on healthy adult volunteers: changes in urinary composition. Journal of the Medical Association Thailand 89(2): 9-14.

Lans, C.A. 2006. Ethnomedicines used in Trinidad and Tobago for urinary problems and diabetes mellitus. Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine 2006, 2: 45.

Lee, S.C., C.C. Tsai, J.C. Chen, C.C. Lin, M.L. Hu & S. Lu 2002. The evaluation of reno and hepatoprotective effects of huai-shan-yao (*Rhizome Dioscoreae*). American Journal of Chinese Medicine 30(4): 609-616.

Masteiková, R., R. Klimas, B.B. Samura, A. Savickas, B.A. Samura, S.I. Belaij, I.B. Samura, M. Rabinovská, Z. Chalopová & J. Bernatoniene 2007. An orientational examination of the effects of extracts from mixtures of herbal drugs on selectd rebal functions. Ceska Slov Farm 56(2): 85-89.

Mcbride, J.F. [ed.]. 1936-1981. Flora of Peru. Field Museum of Natural History, Chicago, USA.

Pestalozzi, H.U. 1998. Flora ilustrada altoandina. Herbario Nacional de Bolivia and Herbario Forestal Nacional Martín Cardenas, Cochabamba, Bolivia.

Polia, M. 1988. Las Lagunas de los Encantos – Medicina Tradicional Andina en el Peru septentrional. CePeSer, Lima, Peru.

Samuelsen, A.B. 2000. The traditional uses, chemical constituents and biological activities of *Plantago major* L. A review. Journal of Ethnopharmacology 71(1-2): 1-21.

Sharon, D. 1978. Wizard of the Four Winds, A Shaman's Story. Free Press, New York, USA.

Sharon, D. 1980. El Chamán de los Cuatro Vientos. Siglo veintiuno editores, México D.F., Mexico.

Sharon, D. 1994. Tuno y sus colegas, notas comparativas. In L. Millones and M. Lemlij [eds.], En el Nombre del Señor, Shamanes, demonios y curanderos del norte del Perú 128-147. Australis, Lima, Peru.

Sharon, D. 2000. Shamanismo y el Cacto Sagrado - Shamanism and the Sacred Cactus. San Diego Museum Papers 37.

Sharon, D. & R.W. Bussmann. 2006. Plantas Medicinales en la Obra del Obispo Don Baltasar Jaime Martínez Compañon (Siglo XVIII). In L. Millones and T. Kato [eds.], Desde el exterior, El Perú y sus estudios, 147-165. UNMSM, FEFCS, Lima, Peru.

Sparre, G. & B. Harling. 1978-2009. Flora of Ecuador. Council for Nordic Publications in Botany, Stockholm, Sweden.

Ulloa Ulloa, C. & P.M. Jørgensen. 1993. Arboles y arbustos de los Andes del Ecuador. AAU Reports 30: 1-263.

United Nations Conference On Trade And Development. 2000. Systems and National Experiences for Protecting Traditional Knowledge, Innovations and Practices. UNCTAD, Geneva, Switzerland.

Valentová, K. & J. Ulchichová. 2003. *Smallanthus sonchifolius* and *Lepidium meyenii* – prospective Andean crops for the prevention of chronic disease. Biomedical Papers 147(2):1 19-130.

Wojcikowski, K., H. Wohlmuth, D.W. Jonson, M. Rolfe And G. Grobe. 2008. An in Vitro investigation of herbs traditionally used for kidney and urinary system disorders: Potencial therapeutic and toxic effects. Nephrology (Carlton) 14(1): 70-79.

World Health Organization. 1998. Report, Technical Briefing on Traditional Medicine. WHO, Manila, Phillippines.

World Health Organization. 1999a. Consultation Meeting on Traditional Medicine and Modern Medicine, Harmonizing the Two Approaches. WHO, Geneva, Switzerland.

World Health Organization. 1999b. Traditional, Complementary and Alternative Medicines and Therapies. WHO, Washington DC., USA.

World Health Organization. 2002. WHO Traditional Medicine Strategy 2002–2005. WHO, Geneva, Switzerland.

World Health Organization. 2005. Urinary Tract Infections in infants and children in developing countries in the context of IMCI. WHO, Geneva, Switzerland.

Wright, C.I., L. Van-Buren, C.I. Kroner & M.M. Koning. 2007. Herbal medicines as diuretics: a review of the scientific evidence. Journal of Ethnopharmacology 114(1): 1-31.

Table 1. Plants used for kidney and urinary disorders in Northern Peru

Family	Genera	Species	%
Asteraceae	8	8	11.59
Fabaceae	5	5	7.25
Poaceae	5	5	7.25
Brassicaceae	3	3	4.35
Euphorbiaceae	1	3	4.35
Boraginaceae	2	2	2.89
Amaranthaceae	1	2	2.89
Dioscoreaceae	1	2	2.89
Equisetaceae	1	2	2.89
Geraniaceae	1	2	2.89
Linaceae	1	2	2.89
Plantaginaceae	1	2	2.89
Anacardiaceae	1	1	1.45
Annonaceae	1	1	1.45
Apiaceae	1	1	1.45
Asphodelaceae	1	1	1.45
Bixaceae	1	1	1.45
Caprifoliaceae	1	1	1.45
Caryophyllaceae	1	1	1.45
Crassulaceae	1	1	1.45
Ericaceae	1	1	1.45
Gentianaceae	1	1	1.45
Krameriaceae	1	1	1.45
Lamiaceae	1	1	1.45
Lythraceae	1	1	1.45
Monimiaceae	1	1	1.45
Nyctaginaceae	1	1	1.45
Orchidaceae	1	1	1.45
Passifloraceae	1	1	1.45
Polygonaceae	1	1	1.45
Polypodiaceae	1	1	1.45
Portulacaceae	1	1	1.45
Proteaceae	1	1	1.45
Rosaceae	1	1	1.45
Rubiaceae	1	1	1.45
Rutaceae	1	1	1.45
Scrophulariaceae	1	1	1.45
Smilacaceae	1	1	1.45
Solanaceae	1	1	1.45
Sterculiaceae	1	1	1.45
Urticaceae	1	1	1.45
Verbenaceae	1	1	1.45
Zygophyllaceae	1	1	1.45
TOTAL	61	69	99.97

Table 2. Comparison of kidney and urinary treatments to the ten most important plant families of the medicinal flora of Northern Peru (after Bussmann and Sharon 2006)

Kidney and Urinary Medicinal Flora of Northern Peru			
Family	%	Family	%
Asteraceae	11.43	Asteraceae	13.64
Fabaceae	7.14	Fabaceae	6.82
Lamiaceae	1.43	Lamiaceae	4.87
Solanaceae	1.43	Solanaceae	4.09
Euphorbiaceae	4.29	Euphorbiaceae	2.33
Poaceae	7.14	Poaceae	2.33
Apiaceae	1.43	Apiaceae	2.14
Lycopodiaceae	0	Lycopodiaceae	1.95
Cucurbitaceae	0	Cucurbitaceae	1.75
Rosaceae	1.43	Rosaceae	1.75

Table 3. Plant part used

Plant part	%	#
Whole plant	27.78	25
Leaves	25.56	23
Stems	16.67	15
Flowers	12.22	11
Seeds	7.78	7
Root	6.67	6
Fruit	2.22	2
Bark	1.11	1

Appendix 1. Species encountered and used in Northern Peru for kidney and urinary system disorders

Family/Genus/Species	Indigenous name	Plant part used	Admin.	Preparation	Use	Coll. #
AMARANTHACEAE						
Iresine diffusa H.B.K. ex Willd.	paja blanca, sangrinaria	Whole plant, fresh	Oral	Boil 10g per 1l water, mix with Ambarina, Lancetilla, Hierba de la Rabia, and Palo de Sange. Drink three times per day or as needed, 1l daily, for 1 year.	Kidneys	JULS75, ISA62
Iresine herbstii Lindley	colores, timoras, zangurache	Leaves, fresh	1. Topical 2. Oral	1. Fresh Leaves only, may use with Yonque, 7 Espiritus, and Bully Vinegar and Contrahierba. As poultice, 3 times a week. 2. Boil 5g per 1l water with Lancetilla, Contrahierba, Cachorillo, or chop, eat fresh. Oral once a day for a week or drink 1l daily, 1 month, always before breakfast.	Kidneys	ISA42, EHCHL114, ISA121
ANACARDIACEAE						
Mauria heterophylla H.B.K.	shimir, tres hojas, trinidad, chacur, Ahimir, feregreco	Leaves, fresh	Oral	10g per cup, combined with Cola de Caballo, Verbena, Amor Seco, and various others. Drink the solution and use as a wash. Take 4 cups per day, 1 month.	Kidneys	ISA24, JULS17, EHCHL83
ANNONACEAE *Annona muricata* L.	huanabana, graviola	Leaves, fresh	Oral	Boil 1/2l of water with 10 Leaves of Huanabana and 10g of Amor Seco, Peel of Pinapple, Achote for 3-4 minutes. Drink cold, 3-4 cups a day for 1 month.	Kidneys	GER2, EHCHL81
APIACEAE						
Hydrocotyle globiflora R. & P.	sombrerito	Whole plant, fresh	Oral	4 small Leaves, 2 Flowers per 1l, boil 3 min. Drink 3 times per day, for 1 month.	Inflammation of the kidneys	JULS63
ASPHODELACEAE						
Aloe vera (L.) Burm f.	Sabila, Zabila, Aloe, hojas de sabila, aloe vera	Leaves, fresh	Oral	1kg of herb, 1/2kg of Honey, and three Tbsp of Pisco. Open the leaf longitudinally and	Kidneys	JULS274, GER22, EHCHL165,VFCHL10

				exctract the iodine secretion and the internal gel from the inside of the leaf. Consume the iodine secretion and the gel. 1-2 cups per day for a week to a month. Leaf can also be macerated in a bottle of alcohol.		
ASTERACEAE						
Acmella cf. *ciliata* (H.B.K.) Cas.	ufla	Root, dried	Oral	Boil 100g of Ufla root and 100g of Menta in 1l of water for 10 minutes. Patient should drink lukewarm solution. 2 times a day for 3 days.	Renal bleeding	GER7
Arctium lappa L.	lampazo	Seeds, dried	Oral	Boil for 5 minutes 1/2l of water with 10g of Cadillo, Amor Seco, Triñozo. Drink lukewarm. 1-2 cups 3 times a day for 20 days as needed.	Urinary problems	GER227
Baccharis genistelloides (Lam.) Pers.	simba simba, carceja, karqueja, cadillo	Whole plant, fresh	Oral	10g per 1l water, boil for 2 minutes only. Mixed with Canchalagua, Verbena, Amor Seco, Cola de Caballo, Hierba del Toro, Campote, Mal Rubio. Take at breakfast and dinner, 1l per day, for one week to one month.	Kidneys	EHCHL101, TRUBH10, RBU/PL255, JULS34, VFCHL36, EHCHL92
Bidens pilosa L.	Amor Seco, Cadillo, Morseco, Tres Esquinas, Karqueja	Whole plant, fresh or dried	1. Oral 2. Topical	1. 10g per 1l of water, combined with Chacur, Unquia, Flor de Arena, Espiga de Maiz, Cola de Caballo, Guanabana, Pimpinela and las Flores de Azares. Drink 1 cup four times per day for one month. 2. Same mixture can be used as bath.	Kidney Inflammation	JULS74, VFCHL25, EHCHL18, ISA127, GER1
Chuquiraga spinosa sp. huamanpinta C. Ezcurra	Chuquiragua, Huamanpinta	Leaves, dried	Oral	Boil 5-10g per 1l water for 3-5 min. 1-4 cups per day, 15 days or as needed. For impotence macerate 6 plants for 8 days in wine in a 1l bottle. Mix with eggs of Angelote, Pollen, Catachi, and Viril de Oso. Take as needed.	Kidneys	EHCHL168, RUBH9, JULS276, RBU/PL373
Schkuhria pinnata (Lam.) Kuntze	Canchalagua, Canchalagua (Chica)	Whole plant, fresh	Oral	Boil 20g per 1l for 3-10 min. Mix with Ortiga, Lancetilla, Culantrillo, Panisara, Purenrosa, Boldo, Berro, of Flor Blanca and	Inflammation of the urinary tract	RBU/PL266, ULS42, VFCHL27, GER228

				Canchalagua. Take 3 times per day (1l), 1 month. Blood purification: tizana must sit out over night before drinking.		
Smallanthus sonchifolius (Poepp. & Endl) H. Rob.	Hojas de Yacon, Llacon	Leaves, dried	Oral	5g per 1l, drink Three times per day, total of 1l a day.	Kidneys	EHCHL143
Tesaria integrifolia R. & P.	Pajaro Bobo	Flowers and Leaves, fresh	Oral	Boil 10g Pajaro Bobo per 1l water. Combine with Cola de Caballo, Verbena, Chacur, Paja Blanca, and Espiga de Maiz. Drink 3-4 times per day for 15 days. Patient should drink hot solution for most ailments, and cold solution for bad breath.	Kidneys	JULS71, GER12
BIXACEAE						
Bixa orellana L.	Achote, Hoja de Achote	Seeds and Leaves, fresh or dried	Oral	Chop 3 Seeds and eat as needed. Alternatively boil 10g of plant material with 10g of Uña de Gato with 1l of water. Boil the mixture for 3-4 min, mix with Chante because plant is cold. Drink 1l per day for 1 week. Patient should drink warm solution. If possible, use Leaves. The Seeds are less powerful.	Inflammation of the kidneys, Urinary infections	ISA126, RBU/PL264, JULS9, EHCHL20. ISA44, JULS293
BORAGINACEAE						
Cordia lutea Lam.	Overo, Flor de Overo, Overal	Flowers, fresh or dried	Oral	1 Tbsp per 1l water, use with Llantén, Boldo, boil 5 min. gather Jan-Feb. Drink 4 cups a day for 1 month, after food. after drinking the beverage, eat a lemon candy. Patient must limit physical activity until well rested. Latex of the Fruit is used as paper glue.	Inflammation of the kidneys	ISA125, EHCHL77, JULS62, GER10
Tiquilia paronychoides (Phil.) Rich.	Flor de Arena, Paja de Lagartija, Mano de Raton	Flowers, fresh or dried	Oral	10-100g of plant material and 10g of Malva, Espiga de Maiz, and Cola de Caballo, Contrahierba, Flor Blanca, Cadillo, Berros, Chante, Achote, Lancetilla, Pomanpara, boil 3-5 minutes, with 1l water. Drink 3-4 times a day, 1l daily, for 2 weeks to 1 month.	Inflammation of the kidneys, Urinary infections	JULS154, EHCHL107, ISA58, GER20

BRASSICACEAE						
Brassica rapa L.	Nabo	Root, fresh	Topical	Grind 2 big tubers. Place on affected area, cover with a piece of cloth for 5 min. 3-4 times per day for 2 days.	Kidney inflammation	JULS201
Capsella bursa-pastoris (L.) Medic.	Bolsita del Pastor, Hierba del Pastor, Bolsa de Pastor	Whole plant, fresh or dried	Oral	10-30g per 1l water, mix with Chacur, Verbena, Espiga de Maiz, Flor Blanca, Cola de Caballo, Flor de Arena, Pasuchaca, Corpus Way, Cola de Caballo, Arenilla. 4 cups per day, 1 month as needed.	Kidneys, Urinary tract	JULS7, VFCHL42, VFCHL12, RBU/PL257, EHCHL6
Rorippa nasturtium-aquaticum (L.) Hayek	Berros	Whole plant except root, fresh or dried	Oral	Oral fresh as needed or crush and drink juice with Alfalfa. Make a soup with the nape of the neck of the sheep and boil. Add potatoes and veggies. Alternatively boil 1l of water with Berros, plus 10g total of Malva, Pie de Perro, Unquia, Amor Seco, Chacur, PajaBlanca, Flor de Arena, Puren Rosa, and other herbs. Boil for 3 to 4 minutes. Drink 3 to 4 times a day for 1 month.	Urine retention, Kidneys, Inflammation of the kidneys	RBU/PL367, EHCHL25, JULS113
CAPRIFOLIAEAE						
Sambucus peruviana H.B.K.	Sauco, Saucotillo	1. Leaves, Flowers and Stems, fresh or dried 2. Leaves, fresh	1. Oral 2. Topical	1. 5-20g per 1l, boil for 1 min, as tea, combine with Llonque. 3 times per week, up to 1l per day if needed, or until fever passes. Take while cold. Rub with Llonque. 2. Poultice, one time per month.	1. Kidneys 2. Inflammation of the kidneys	EHCHL140, 110, RBU/PL291, VFCHL44, ISA131, ISA87, JULS246
CARYOPHYLLACEAE						
Stellaria media (L.) Criollo	Tripa de Cuy	Whole plant, fresh	Oral	Add 10g of plant material with 1l of water, Malva, Amor Seco, Chacur and Unguia. Drink 1 cup, 3-4 times a day, for 1 month.	Inflammation of the kidneys, Renal disease	JULS262
CRASSULACEAE						
Echeveria peruviana Meyen	Pinpin, Siempre Viva, Rosa Berta, Haya Rosa	Leaves, fresh	Oral	2 Leaves per 1/2l water, boil 5 min. 1l daily or three times per day.	Inflammation of the kidneys	EHCHL118, FCHL33, JULS249
DIOSCOREACEAE						
Dioscorea tambillensis Kunth	Papa Semitona	Tuber, fresh	Oral	1l of water add 1 Papa (usually 10g), with 20g total of Amor Seco, Chacur, Cola de Caballo,	Inflammation of the kidneys	JULS283, GER140

				Pie de Perro, Verbena, Linaza, and seperately toasted Cebada. Boil for 2 to 3 minutes. Drink lukewarm. One can also add sugar or limes for flavor. 3 times a day, 1 cup, for 1 month.		
Dioscorea trifida L.f.	Papa Madre, Papa Pacta	Tuber, fresh	Oral	Boil 1l of water per 1/4 of a big tuber, for 5 min with Flor Blanca, Purenrosa, Pacharosa, 10g of Watercrest. Drink lukewarm 3 to 4 times a dayfor 1 week or as needed. Especially for children 3 months - 5 years.	Renal disease, Inflammation of the kidneys	JULS214, EHCHL40, JULS212, GER142, JULS213
EQUISETACEAE						
Equisetum bogotense (H.B.K.) Kunth	Cola de Caballo, Cola de Caballo (Hembra)	Stems, dried	Oral	1 Tbsp per 1l boiling water, used with herbs Overo, Lancetilla, Chante, Ochote and Zarzaparrilla. Drink 1l daily, 1 month.	Renal disease Inflammation, Kidneystones.	ISA52, TRUVan/Erica6, ISA107
Equisetum giganteum (Wedd.) Ulbrich	Limpia Plata, Cola de Caballo, Tembladera	Whole plant, fresh	Oral	Boil 10-20g per 1l water. Combine with Verbena, Manzanilla, Chacur, Unquia, Espiga de Maiz, Paja Blanca, Berro, Pata de Perro, Papa Madre, Peloza de Choclo and other herbs that are good for the kidneys. Mix with Chante and Ochote for prostate. Boil 2-5 min., drink 4 cups per day, 1 month.	Kidneys, Kidneystones	VFCHL1, JULS5, TRUBH19, GER149
ERICACEAE						
Bejaria aestuans L.	Pullunrosa, Cadillo, Payama, Hierba de la Postema, Hierba del buen querer, Purenrosa, Pulrosa	Flowers, Leaves and Stems, fresh or dried	Oral	5g per 1l, boil 5 min, used with Flor Blanca, Papa Madre, Flor de Arena, Gauyusa, Pasuchaca, Malva, Amor Seco, Berbena, Llanten, Cola de Caballo, Chumbiaura, Palo de China, Huaminga, Quinuajiro. Drink 3 cups daily or 1l per day for 1-3 months.	Inflammation of the kidneys,	VFCHL22, JULS50, EHCHL39, ISA114, ISA43, JULS234, GER121
EUPHORBIACEAE						
Phyllanthus niruri L.	Chanca Piedra	Whole plant, fresh or dried	Oral	10g of the plant, Cola de Caballo, Llantén, Boldo, Flor de Overo, Caña-caña, Flor Blanca and Flor de Arena and 1l of water and boil for 3 to 5 minutes. Drink 3 times a day for 2 weeks.	Inflammation of the Bladder	JULS133
Phyllanthus stipulatus (Raf.) Webster	Chanca Piedra	Whole plant, fresh or dried	Oral	10g of the plant, Cola de Caballo, Llantén, Boldo, Flor de Overo, Caña-caña, Flor Blanca	Bladderstones, Kidneys	EHCHL167

				and Flor de Arena, and 1l of water and boil for 3 to 5 minutes. Drink 3 times a day for 2 weeks.	Bladerstones, Kidneys	
Phyllanthus urinaria L.	Chanca Piedra	Whole plant, fresh or dried	Oral	10g of the plant, Cola de Caballo, Llantén, Boldo, Flor de Overo, Caña-caña, Flor Blanca and Flor de Arena. and 1l of water and boil for 3 to 5 minutes. Drink 3 times a day for Bladderstones, Kidneys 2 weeks.	Bladderstones, Kidneys	GER152
FABACEAE						
Desmodium molliculum (H.B.K.) DC.	Pie de Perro, Pata-Perro, Pata de Perro, Chancas Comida, Muña, Manayupa	Whole plant, fresh or dried	Oral	Boil 10g Pie de Perro per 1l water. Combine with Chacur, Amalba, Amor Seco, and Verbena. Drink 4 times per day for one month.	Inflammation of the kidneys	JULS41, RBU/PL268, GER135, ULS44, EHCHL109, RBU/PL256
Medicago sativa L.	Alfalfa	Flowers, fresh	Oral	Blend 20 Flowers in 1/4 cup of water. 1 small cup 1 a month for 3 months. Do not exceed dosage or might loose eyesight. Plant is very hot.	Kidney disease	JULS96, GER42
Mimosa nothacacia Barneby	Uña de Gato de la Costa	Bark, dried	Topical	Boil 200g of Uña de Gato de la Costa into 3l of water for 10 minutes and then place hot water into a tub. Pour hot tizana into a tub and then sit in it for about 5 minutes. 2 times a week until the patient is cured.	Kidney inflammation	JULS265, GER199
Senna bicapsularis (L.) Roxburgh	Alcaparrilla, Alpacaquilla	Whole plant, fresh	Topical	Add 10g of Alcaparrilla, with 1l water. Also add 40g of a mixture consisting of Cola de Caballo, Alonso Verbena. Boil the mixture for 3-5 minutes. Drink 1 cup, 3-4 times a day for one month, or as needed.	Detoxification of kidneys	JULS95
Trifolium repens L.	Trebol, Trebol de agua	Flowers, Leaves and Stems, fresh or dried	Oral	1 Tbsp per 3l water. Can combine with Lancetilla, Colores. Can also sometimes combine with a little Zarzaparilla. Drink 1l daily, 1-2 months or take 1 Tbsp of the freshly chopped plant in the morning every day, 1 week.	Inflammation of the urinary tract, Inflammation of the kidneys, Kidneys	ISA47, RBU/PL330, EHCHL30
GENTIANACEAE						
Gentianella dianthoides (H.B.K.) Fabris	Genciana, Egenciana, Amargon, Campanilla	Whole plant, fresh	Oral	Boil 10g Genciana with 1l water for 2 minutes. 1 time per day, take before eating, in the evening, every other day, for 1 week. Overdosing can cause miscarriage.	Kidneys	RBU/PL253, 320, ULS56, EHCHL136, 61

GERANIACEAE						
Geranium ayavacense Willd ex H.B.K.	Puli Punchi, Pasuchaca, Pachuchaca, Miscamisca	Whole plant, fresh or dried	Oral	Boil 1l water with 10g Pasuchaca for 3 minutes. Combine with Chacur, Cola de Caballo, Verbena, Unquia, Amor Seco, and Grama Dulce. 4 cups per day for 1 month.	Kidneys, Urinary tract	EHCHL63, VFCHL6
Geranium sesiliflorum Cavanilles	Puli Punchi, Pasuchaca, Pachuchaca, Miscamisca	Whole plant, fresh or dried	Oral	Boil 1l water with 10g Pasuchaca for 3 minutes. Combine with Chacur, Cola de Caballo, Verbena, Unquia, Amor Seco, and Grama Dulce. 4 cups per day for 1 month.	Kidneys, Urinary tract	JULS48,
KRAMERIACEAE						
Krameria lappacea (Dombey) Berdet & B. Simpson	Ratania, Raima	Leaves and Root, fresh	Oral	10g per 1l water, boil 3 min, drink as needed.	Inflammation of the kidneys, and bladder	JULS53
LAMIACEAE						
Thymus vulgaris L.	Tomillo	Leaves, Stems and Flowers, fresh or dried	Oral	Boil 5g per 1l water. Drink 3 times per day.	Bladder	EHCHL169
LAURACEAE						
Persea americana Mill.	Palta	Seeds, fresh	Oral	Grind 1 Palta Seed (for several dosis). Boil 10g of Palta Seeds grind in 1/2 cup of water for 3 minutes. Add Linaza and sugar. Patient should drink lukewarm solution. 1 cup 4 times a day for a month. If used 3 times on a row the woman will become sterile.	Kidneystones	JULS211, GER18
LINACEAE						
Linum sativum L.	Linaza	Seeds, dried	Oral	1 Tbsp or 5g, 10g of Cola de Caballo, Chanca Piedra, Cana Cana, Boldo, and Overo. Boil the mixture for 5 minutes, then let mixture cool. Can mix with Cola de Caballo, Boldo. Take 1 cup, 3-4 times a day, for 2 weeks to 1 month. Drink lukewarm.	Inflammation of the kidneys, Kidneystones	JULS185, GER139
Linum usitatissimum L.	Linaza	Seeds, dried	Oral	1 Tbsp or 5g, 10g of Cola de Caballo, Chanca Piedra, Cana Cana, Boldo, and Overo. Boil the mixture for 5 minutes, then let mixture cool. Can mix with Cola de Caballo, Boldo. Take 1 cup, 3-4 times a day, for 2 weeks to 1 month. Drink lukewarm.	Inflammation of the kidneys, Kidneystones	EHCHL159

LYTHRACEAE						
Cuphea strigulosa H.B.K.	Lancetilla, Gacetilla, Sanguinaria, Gansetilla, Hierba del Toro	Leaves and Stems, fresh	Oral	5-20g per 1l for 3 min, combine with Congona, Claveles, and Madre Selva, Ortiga, Moradilla, Contrahierba, Colores, Agujilla, Colcacur, Pie de Perro, Cola de Caballo, Verbena, Pimpinela, Flor Blanca, Grama Dulce, Esencia de Rosa and Cadillo. Drink 3-4 times per day, 1l daily, take 1 week - 3 months. Patient should drink solution before eating.	Kidneys	GER10, EHCHL35, VFCHL34, JULS33, ISA51, RBU/PL259, EHCHL43, JULS59, ISA53, GER147
MONIMIACEAE						
Peumus boldus Molina	Boldo	Leaves, dried	Oral	1l of water and 10g of Boldo, Pie de Perro, Linaza, Berros, Pata de Perro, Papa Madre, Espiga de Maíz and Flor de Overo. Boil for 2 to 3 minutes. Drink warm, 1 cup 3 to 4 times a day for 1 month.	Kidney Inflammation	JULS11, GER157
NYCTAGINACEAE						
Mirabilis jalapa L.	Buenas Tardes	Root, fresh	Oral	50g of each of the following: Buenas Tardes, Paja de Lagartija (Flor de Arena), and 1 cup of water. Boil for 5 minutes. Add honey. Drink lukewarm, 1 cup 3 to 4 times a day for 1 month.	Kidneystones	JULS116, GER185
ORCHIDACEAE						
Lycaste gigantea Lindl.	Caña Caña	Stems, fresh	Oral	Add 10g of the plant material, 10g of Linaza, Berro, Pata de Perro, Papa Madre, Espiga de Maiz, and 1/2l of water. Boil the mixture for 5 minutes. Drink cold, 1/2 cup twice a day, for 8 days.	Kidney inflammation	GER156
PASSIFLORACEAE						
Passiflora ligularis Jus.	Hoja de Granadilla, Granadilla	Leaves and new shoots, fresh	Oral	Combine 1l water with 10g of Granadilla. Add Boldo, Cola de Caballo, Chacur and Amor Seco. Boil the mixture for 3-5 minutes. Take 1 cup, 3-5 times a day for 1 month. Do not use if pregnant!	Inflammation of the kidneys	EHCHL47, JULS163
PLANTAGINACEAE						
Plantago linearis H.B.K.	Llantén Serrano, Llantén de la Costa, Llantén	Whole plant, fresh	Oral	10 grams per 1l water, mixed with Cola de Caballo, Chacur, Unquia, Grama Dulce, Flor Blanca. 4 times per day, 1 month. Harms the vision. Don't take more than one month.	Inflammation of the kidneys, Bladder	JULS35, JULS86, GER133
Plantago major L.	Llantén	Leaves, fresh	Oral	Boil 20-30g per 1l, 3-5 min. mix with Ortiga, Berros, Lancetilla, Chanca Piedra, Flor Blanca. Drink 1 time per day for 3-8 days. Taking too	Kidneys	VFCHL50, EHCHL11, TRUVan/Erica13

				much might harm vision.		
POACEAE						
Cenchrus echinatus L.	Abrojo, Cadillo	Whole plant, fresh	Oral	Boil 100g Abrojo, Amor Seco, Lampazo, Trinozo into 1/2 cup of water for 3 minutes. Drink 1/4 cup 1 time a day for 3 days.	Urinary disease	JULS89
Cynodon dactylon (L.) Persoon	Grama Dulce	Stems, dried	Oral	Boil 10g per 1l, mixed with Cola de Caballo, Verbena, Amor Seco, Malva, Flor Blanca, Hierba de Apostema, Zarzaparrilla and Hierba del Toro. Drink 1l daily, 6-12 months.	Inflammation of the kidneys	ISA61, JULS73, ISA106, GER151
Hordeum vulgare L.	Cebada	Seeds, dried	Oral	Boil 2l of water with 250g of toasted Seeds, 50g Linaza and 10g of Cola de Caballo, Amor Seco and Malva. 1 cup 3-4 times a day for 1 month.	Inflammation of the kidneys	JULS128, GER183
Saccharum officinarum L.	Azucar de Caña, Caña de Azucar, Caña de Dulce, Caña Dulce	Stems, fresh	Oral	20g of each of the following: Caña Dulce (do not Peel!), Cola de Caballo, Linaza, Chanca Pieda, Boldo, Pata de Perro. Boil in 1/2l of water for 5 minutes. Drink cold. One cup a day for 20 days.	Inflammation of the kidneys	VFCHL4, JULS123, GER208
Zea mays L.	Espiga de Maiz, Chuno de Maiz, Maiz	1. Flowers, fresh 2. Seeds, dried	1., 2. Oral	1. Boil 10g Espiga de Maiz per 1l water for 3 minutes. Drink all, 3 Flowers at four times per day or as needed. 2. 1/2l of water, 1/2kg of corn, a bunch of Chancaca and boil for 5 to 10 minutes (until corn is cooked). Hot servings (reheat if not fresh). Once eaten, stay in room, do not come out to rid the chills. 2 times a day for 2 days.	1. Kidneys 2. Kidney Inflammation	JULS69, JULS139, GER31, GER186
POLYGONACEAE						
Rumex crispus L.	Acelga, Lengua de Vaca, Hojas de Mala Hierba	Whole plant, fresh	Oral	Boil 20g Acelga per 1l water. Drink 3 times per day for 1-11/2 months.	Infection of the uterus, Inflammation of the kidneys	JULS70, EHCHL173
POLYPODIACEAE						
Polypodium crassifolium L.	Lengua de Ciervo, Lengua de Servio, Calaguala, Lengua de Ciervo	Stems, fresh	Oral	10g per 1l water boiled with 10g total of Pie de Perro, Amor Seco, Cola de Caballo and rind of pineapple. Drink 1l daily for 1 month. Patient should drink lukewarm solution.	Inflammation of the kidneys, Bladder, Kidneys	EHCHL71,JULS303' TRUBH38, JULS52, RBU/PL331, RBU/PL332,

PORTULACACEAE						
Portulaca oleracea L. subsp. *tuberculata* Danin & H.G. Baker	Verdolaga	Whole plant, fresh	Oral	In 1l of water, boil for 3 min. Boldo, Flor de Arena, Cola de Caballo. All these together should add 10g. Drink a cup 3 to 4 times a day for a month. Can also be eaten as salad with olive oil, add lemon and salt, once a week.	Bad kidneys	JULS268
PROTEACEAE						
Oreocallis grandiflora (Lam.) R.Br.	Rumilanche, Bunbun, Huaminga	Leaves and Stems, fresh or dried	Oral	5g per 1l water and mixed with Flor Blanca, Flor de Arena. 4 cups per day for 1 month.	Inflammation of the kidneys	EHCHL127, JULS31, ISA28, ISA70
ROSACEAE						
Rubus robustus C. Presl.	Zarzamora, Moyaca, Zarza, Zarza Parrilla, Mora, Cushai	Flowers and Leaves, fresh or dried	Oral	1 Tbsp per 3l water. can combine with Moradilla, Sanguinaria, Hierba del Apostema, mix with Chante and Chote. Can use with all most all of the other herbs. Drink 1l daily, 2-3 months.	Kidneystones, Inflammation of the kidneys	EHCHL132(a), ISA41, ISA48, JULS47, EHCHL132(b)
RUBIACEAE						
Uncaria tomentosa (Willdenow ex Roemer & Schultes) DC.	Uña de Gato, Uncaria Tormentosa, Una de Gato de la Selva	Leaves and Stems, fresh or dried	Oral,	Grind material. Better used dried. Boil 10g per 1l water, 10 min combined with Chanca Piedra, Linaza, Boldo, Flor de Overo, Bolsa de Pastor. Drink 1l daily, three times per day for 15 days at least or as needed. Drink lukewarm. Solution can also be used in a poultice. Wash wound and apply soaked Leaves.	Kidneys, Bladder, Kidney Inflammation	VFCHL11, RBU/PL263, EHCHL103, JULS275, GER230
RUTACEAE						
Citrus limon (L.) Burm. f.	Limon	1. Fruit and Fruit Peel, fresh 2. Fruit without Seeds, fresh	1. Oral 2. Topical	1. Boil 1l of water with 1 lime for 2-3 minutes. Combine with Cola de Caballo, Pie de Perro, Chacur, Amor Seco, and Verbena. Take 1 cup, 3-4 times a day, for 1 month. Solution can also be used to gargle and to wash the hair. 2. Prepare a Limon Suazado by removing the Peel and Seeds from 3 limes, adding the limes into a can with a bit of salt and heating the can over a fire for several seconds until limes become sweet. Squeeze the lemon juice onto the affected area (area of stomach, kidney, or ovaries) and cover with a piece of cloth. Apply 3-4 times day, for 2-3 days, as needed.	1., 2. Inflammation of the kidneys	JULS183, GER11 EHCHL118, VFCHL33, JULS249 JULS283, GER140

SCROPHULARIACEAE						
Capraria peruviana Bentham	Flor Arenilla, Te de Indio	Whole plant, fresh or dried	Oral	Boil 5g per 1l water. Drink 3 times per day.	Urine retention, Inflammation of the urinary tract	RBU/PL374, EHCHL170
SMILACACEAE						
Smilax medica M.Martens & Galeotti	Zarzaparilla, Zarza Parilla	Stems, dried	Oral	In 1 cup of water boil 20g of Zarzaparrilla plus 20g of Congona, Chajur, Matico and Cola de caballo for 5 minutes. Drink in the morning while fasting. 1 cup 3 times a day for 1 month in the morning before breakfast. Repeat if necessary.	Inflammation of the kidneys	GER218, JULS273
SOLANACEAE						
Lycopersicon peruvianum (L.) Mill.	Tomate de Monte	Whole plant, fresh	Oral	Boil for 5 minutes 100g of the plant material with 1l of water. Drink cold, 1/2 cup, fasting for 5 days.	Urinary infections	GER237
STERCULIACEAE						
Theobroma cacao L.	Cacao	Fruit Peel, dried	Oral	1l of water, add 10g of cacao. Boil 2 to 3 minutes. Drink warm, 1 cup 3 times a day for 1 month.	Inflammation of the kidneys	JULS117
URTICACEAE						
Pilea microphylla (L.) Lieberman	Contra Hierba	Whole plant, fresh	Oral	3-5 minutes mixed with Cola de Caballo, Hoga de Achote, Chanca Piedra. Drink 1l per day for 15 days.	Bladderstones, Inflammation of the kidneys	RBU/PL282, EHCHL33
VERBENACEAE						
Lippia integrifolia (Grieseb.) Hieron	Poleo del Inca	Leaves and Stems, fresh	Oral	5g per 1l water, 1l daily, 1 month.	Inflammation of the kidneys	EHCHL76
ZYGOPHYLLACEAE						
Tribulus terrestris L.	Abrojo, Cadillo	Whole plant, fresh	Oral	Boil 100g Abrojo, Amor Seco, Lampazo, Trinozo into 1/2 cup of water for 3 minutes. Drink 1/4 cup 1 time a day for 3 days.	Urinary disease	GER137

Arnaldoa 18(1): 95 - 102, 2011

ISSN: 1815 - 8242

Reseña histórica de los estudios de la flora en el Virreinato del Perú

Historical studies of the flora in the Viceroyalty of Peru

Luis Felipe Chang Chávez
Museo de Historia Natural, Universidad Privada Antenor Orrego, Casilla Postal 1075, Monserrate, Trujillo, PERÚ. lchangc@upao.edu.pe

Resumen

El interés europeo por el estudio de la flora americana y, en particular, peruana nació en el primer siglo de dominio español (S. XVI). Las especies botánicas presentes en estas tierras desconocidas para los europeos concitaron la curiosidad de cronistas de formación religiosa como los sacerdotes José de Acosta y Bernabé Cobo, quienes recorrieron ampliamente el territorio peruano como parte de su labor pastoral. Sin embargo, hubo que esperar hasta el siglo XVIII, el llamado siglo de la Ilustración, para que se produjeran expediciones propiamente científicas organizadas desde la Península Ibérica. Estas expediciones incluyeron en su programa la recolección de plantas y semillas para su envío a la metrópoli española. Las expediciones no sólo estuvieron impulsadas por el deseo de profundizar en el conocimiento de la naturaleza, sino que además tuvieron un fin comercial: organizar de una manera más eficiente la explotación de los recursos naturales que ofrecían los territorios coloniales. Ello en vista de la creciente rivalidad entre las potencias europeas de aquella época.

Palabras clave: Historia, Botánica, crónicas, expediciones, Virreinato, Perú.

Abstract

The European interest for studying the American flora and, particularly, the Peruvian flora was born in the first century of Spanish dominion (16th century). The botanical species of these unknown territories for the Europeans caused curiosity in some men with religious formation such as the priests Jose de Acosta and Bernabe Cobo, whom traveled widely through the Peruvian territory because of their pastoral activity. However, it wasn't until the 18th century, the Age of the Enlightenment, that the first proper scientific expeditions were organized from Spain. These expeditions also included, as part of their activities, the collection of plant specimens and seeds to be sent to the Spanish metropolis. The expeditions were not only motivated by the interest of having a better knowledge of the nature, but they also had a commercial purpose, which was to organize in a more efficient way the extraction of the natural resources of the colonial territories, considering the increasing rivalry between the European empires of those times.

Key words: History, Botany, chronicles, expeditions, Viceroyalty, Peru.

Las primeras crónicas sobre la flora peruana

Desde las décadas iniciales de dominación española en el Perú, arribaron a estos territorios personajes que mostraron gran interés por describir la desconocida flora que observaban, pero siempre como parte de un proyecto mayor que consistía en escribir la historia natural de este continente al que denominaban las "Indias". Las obras de estos cronistas estuvieron particularmente dirigidas a servir de instrumentos para la admiración de la creación divina y, por ello, intentaron conciliar lo que escribían con la tradición bíblica, aunque basándose también en los antiguos autores grecolatinos. Uno de estos cronistas fue el sacerdote jesuita José de Acosta, quien dedicó una amplia sección de su obra (Acosta, 1590) a las plantas que observó durante su larga estancia en el Virreinato del Perú, entre 1571 y 1586, así como a la flora del Virreinato de la Nueva España y las islas caribeñas. En sus descripciones puso especial énfasis en el uso alimentario, textil, medicinal y maderable de muchas plantas americanas y entre otras destacó al "maíz" *Zea mays* L. (Poaceae), "ají" *Capsicum* sp. (Solanaceae),

"coca" *Erythroxylum coca* Lam. (Erythroxylaceae) y "algodón" *Gossypium barbadense* L. (Malvaceae). Igualmente, incluyó capítulos dedicados a las plantas introducidas por los europeos en América. Aunque su trabajo no se caracterizó por su rigurosidad científica, ni por adjuntar ilustraciones de las plantas descritas, Acosta contribuyó de manera importante y temprana al conocimiento general de la flora peruana en la Península Ibérica, pues la primera edición de su obra salió a la luz en 1590, con la venia del rey Felipe II, y obtuvo buena acogida entre las clases ilustradas.

Distinto fue el caso del también sacerdote jesuita Bernabé Cobo, debido a que su obra no fue publicada en su época y sus manuscritos recién llegaron a ser conocidos a partir de inicios del siglo XIX, convirtiéndose desde entonces en un referente para los botánicos españoles. Su prolongada estadía en el Perú durante la primera mitad del siglo XVII le permitió recorrer ampliamente el territorio y conocer sus riquezas naturales. En su obra (Cobo, 1653) dedicó 3 libros a las plantas autóctonas del "Nuevo Mundo", en su mayoría peruanas, con sus respectivas descripciones morfológicas; el uso que los nativos les daban, sobre todo en los aspectos alimentario y medicinal; y, en varios casos, su distribución. La organización que siguió para la presentación de las plantas se ciñó a los criterios poco científicos de la época y así escribió, en primer lugar, sobre yerbas, matas, bejucos y cañas. Para concluir, escribió sobre los árboles, clasificándolos en cinco grupos según su utilidad: frutales, florales, resinosos y con virtudes medicinales, de maderas preciosas, y aquellos para leña y carbón.

Las expediciones botánicas en el Perú durante el siglo XVIII.

Con la asunción de la dinastía francesa de los Borbón al trono español en el siglo XVIII, se abrieron paso los ideales ilustrados que ensalzaban la razón sobre la ignorancia y la superstición. Surgió en la Corona española el afán por registrar las inmensas riquezas naturales de los territorios bajo su dominio con un doble fin: el científico y el económico. Para ello, se propiciaron expediciones científicas hacia tierras americanas e, incluso, no se tuvieron reparos en permitir que arribaran extranjeros, sobre todo franceses. Tal fue el caso del sacerdote francés Louis Feuillée, quien recorrió los litorales de Chile y Perú entre 1709 y 1711. Como resultado de este viaje, dedicó en dos de los tomos de su obra (Feuillée, 1714, 1725) apartados dedicados a las plantas más comunes que utilizaban los naturales de algunos valles costeños para aliviar las enfermedades. Su obra presenta 100 grabados de plantas, incluyendo su respectiva descripción morfológica, distribución y, en varios casos, uso medicinal, tomando como modelo la Historia Natural del romano Plinio el Viejo. La lista de Feuillée también incluyó algunas plantas alimentarias nativas como la "quinua" *Chenopodium quinoa* Willd. (Amaranthaceae) (Fig. 1); la "papa" *Solanum tuberosum* L. (Solanaceae); la "caigua" *Cyclanthera pedata* (L.) Schrader (Cucurbitaceae), llamada en su texto *Momordica* sp.; la "chirimoya" *Annona cherimola* Mill. (Annonaceae), a la que denominó *Guanabanus perseae*; y el "pacay" *Inga feuillei* DC. (Fabaceae), al que llamó *Inga siliquis*. Si bien este autor se adscribió al afán ilustrado por clasificar a los seres vivos siguiendo la nomenclatura científica, hay dificultad para la identificación de muchas de las especies representadas pues muchos de los nombres que utilizó están actualmente en desuso.

En 1778, a instancias del rey español Carlos III, arribó al Virreinato del Perú la primera expedición centrada eminentemente en el tema botánico, comandada por Hipólito Ruiz y con un equipo profesional formado por José Pavón y el francés Joseph Dombey, quien luego fue reemplazado por Juan Tafalla. Además, los acompañaba un equipo de dibujantes. A lo largo de once años de expedición (1778-1888), recorrieron las zonas aledañas a Lima, Chancay, Tarma, Huánuco y Pozuzo, en donde colectaron numerosas muestras botánicas, entre semillas, plantas disecadas y vivas, que se trasladaron a Madrid junto a sus respectivas descripciones y dibujos. Como producto de las investigaciones, se publicó una obra previa (Ruiz & Pavón, 1794) presentando los géneros nuevos de plantas hallados en el Perú y Chile, con sus correspondientes diagnosis e ilustraciones en grabado. A los pocos años de esta primera publicación, salieron a la luz 3 tomos (Ruiz & Pavón, 1798, 1799, 1802) conteniendo las diagnosis de 758 especies



Fig.1. *Chenopodium quinoa* y "congona", grabado en L. Feuillée, Journal des observations physiques, mathématiques et botaniques, tomo 3 (París: 1725).

colectadas en la expedición, la mayoría de ellas con sus respectivas ilustraciones en grabados de gran precisión (Fig. 2), organizadas por géneros según el sistema del científico sueco Carlos Linneo. La posterior falta de apoyo gubernamental, por lo excesivo de los costos de publicación, truncó la continuación del proyecto y sólo se lograron imprimir los grabados que iban a ilustrar los tomos cuarto y quinto de la obra, ya sin ningún texto explicativo (Rodríguez, 1993: 141-145).

Entre 1789 y 1794, se realizó la más importante



Fig. 2. *Narcisus amancaes* y *Pancratium ringens*, grabado coloreado con aguadas en H. Ruiz y J. Pavón, Flora peruviana, et chilensis, tomo 3 (Madrid: 1802).

expedición de carácter político y científico hacia las posesiones españolas en América y Asia, comandada por Alejandro Malaspina y en la que participaron los botánicos Luis Née y Tadeo Haenke (Sotos, 1982). Durante su estancia en el Perú, Née se enrumbó hacia Canta, mientras que Haenke se dirigió hacia Tarma y Huánuco junto a Tafalla, el botánico de la expedición de Ruiz y Pavón que había decidido quedarse en tierras peruanas. En estos viajes describieron y dibujaron las plantas que en su opinión merecían especial atención. Sin embargo, la enorme cantidad de material e información recogida no se organizó ni publicó debido a serios problemas políticos que tuvo Malaspina apenas regresó a España. Gran parte del material se dispersó, pero oportunamente al finalizar el viaje la colección botánica fue remitida al Real Jardín Botánico de Madrid para su estudio y clasificación.

Muchos otros destacados hombres de ciencias también visitaron el virreinato peruano, como los franceses Amédée Frézier y Charles de La Condamine, este último perteneciente a la Misión Geodésica Francesa, además del alemán Alexander von Humboldt y su compañero francés Aimé Bonpland. Sin embargo, sus contribuciones al campo de la botánica fueron más bien resultado de sus periplos por otras latitudes del continente americano.

La participación peruana.

Un esfuerzo particular realizado en el Perú fue aquel emprendido en la década de 1780 por el Obispo de Trujillo Baltasar Jaime Martínez Compañón, quien decidió registrar la geografía, población, arquitectura, lenguas, costumbres, flora, fauna y arqueología de su vasto obispado que incluía las entonces provincias de Piura, Saña, Trujillo, Jaén, Cajamarca, Huamachuco, Chachapoyas y Pataz (Martínez Compañón, c. 1780-1790). Su objetivo era dar a conocer al monarca español todo cuanto había en estos territorios. Su equipo de trabajo, formado por nativos peruanos, plasmó en 489 láminas dibujadas con tinta negra y acuarela la riqueza botánica del norte peruano, incluyendo las especies introducidas por los europeos. Los gráficos de las distintas plantas no son de gran calidad ni detalle, tampoco fueron acompañados de descripciones y se organizaron sin intención científica en tres grupos: el primero llamado vegetales, entre ellos el "algarrobo" *Prosopis pallida* (Humb. & Bonpl. Ex Willd.) Kunth (Fabaceae), "molle" *Schinus molle* L. (Anacardiaceae), "sauco" *Sambucus peruviana* Kunth (Adoxaceae), "algodón" *Gossypium barbadense* L. (Malvaceae), "coca" *Erythroxylum coca* Lam. (Erythroxylaceae) (Fig. 3), "quinua" *Chenopodium quinoa* Willd. (Amaranthaceae), "tabaco" *Nicotiana tabacum* L. (Solanaceae); el segundo de árboles frutales, palmas, flores y hierbas frutales, entre ellos el "palto" *Persea americana* Mill. (Lauraceae), "chirimoyo" *Annona cherimola* Mill. (Annonaceae), "guanábana" *Annona muricata* L. (Annonaceae), "lúcumo" *Pouteria lucuma* (Ruiz & Pav.) Kuntze (Sapotaceae), "granadilla" *Passiflora ligularis* Juss. (Passifloraceae), "papaya" *Carica papaya* L. (Caricaceae), "tumbo" *Passiflora quadrangularis* L. (Passifloraceae), "pacay" *Inga feuillei* DC. (Fabaceae), "guayaba" *Psidium guajava* L. (Myrtaceae), "cacao" *Theobroma cacao* L. (Malvaceae), "quina" *Cinnchona officinalis* L. (Rubiaceae), "caucho" *Ficus elastica* Roxb. (Moraceae), "moena" *Aniba* sp. (Lauraceae), "aguaje" *Mauritia flexuosa* L. f. (Arecaceae), "chonta" *Astrocaryum chonta* Mart. (Arecaceae), "pallar" *Phaseolus lunatus* L. (Fabaceae), "camote" *Ipomoea batatas* (L.) Lam. (Convolvulaceae), "maní" *Arachis hipogaea* L. (Fabaceae), "yuca" *Manihot esculenta* Crantz (Euphorbiaceae), "yacón" *Smallanthus sonchifolius* (Poepp.) H. Rob. (Asteraceae), "oca" *Oxalis tuberosa* Molina (Oxalidaceae), "mashua" *Tropaeolum tuberosum* Ruiz & Pav. (Tropaeolaceae), "olluco" *Ullucus tuberosus* Caldas (Basellaceae) (Fig. 4), "piña" *Ananas comosus* (L.) Merr. (Bromeliaceae), "amancae" *Ismene amancaes* (Ruiz & Pav.) Herb.; y, por último, las hierbas medicinales. Para la identificación de las plantas se usaron únicamente nombres comunes. Lo loable de este trabajo fue el interés por registrar, con los medios disponibles, la variada flora del norte peruano. Lamentablemente, la obra no fue difundida y los manuscritos quedaron en el olvido en la corte de Madrid hasta su posterior reproducción facsimilar en el siglo XX (Schjellerup, 2002: 1001-1002).



Fig. 3. Coca, dibujo a tinta y acuarela en B. Martínez Compañón, Trujillo del Perú, vol. 3 (c. 1780-1790).



Fig. 4. Ollucos, dibujo a tinta y acuarela en B. Martínez Compañón, Trujillo del Perú, vol. 4 (c. 1780-1790).

Dentro de esta época marcada por las expediciones científicas, destacó en el Perú la labor del médico peruano José Hipólito Unanue, pues a través de El Mercurio Peruano publicó algunos artículos que resaltaban la importancia de la ciencia botánica. Entre ellos se halla su "Introducción a la descripción científica de las plantas del Perú", en 1791, y luego le siguieron sus disertaciones sobre el tabaco y la coca (González, 2006: 118). El interés de la Corona española por el estudio de la flora peruana, sustentado en fines tanto científicos como económicos, llevó a que se dictara la Real Orden de creación de la primera cátedra de Botánica en el Perú en la centenaria Universidad de San Marcos en 1787. Pero, recién en 1796 se concretó dicha orden, orientando los estudios botánicos a su aplicación en el campo médico (González, 2006: 118-119).

Conclusiones

El siglo XVIII fue especialmente prolífico en cuanto al estudio de la flora en el Virreinato del Perú y, en general, en el continente americano. Frente a una rivalidad cada vez mayor con otras potencias coloniales como Inglaterra y Francia, el gobierno español consideró muy importante profundizar en el conocimiento de las riquezas naturales de los territorios bajo su dominio, no sólo con un fin científico, sino también con el objetivo de aprovechar y extraer mejor los recursos disponibles. A través de las expediciones científicas, se descubrieron y clasificaron muchos nuevos géneros y especies de plantas, pero además se describieron sus propiedades medicinales y sus beneficios como fuentes de alimento o madera, tomando como punto de partida los conocimientos ancestrales de las comunidades locales. En las clases ilustradas europeas no había duda de que el desarrollo de la ciencia era determinante para la consolidación de sus naciones como potencias mundiales.

Agradecimiento

Agradezco al biólogo Segundo Leiva González por la identificación de los nombres científicos de las especies vegetales mencionadas en el presente artículo.

Literatura citada

Acosta, J. de. 1590. Historia natural y moral de las Indias. Juan de León, Sevilla.

Cobo, B. 1653. Historia del Nuevo Mundo [manuscrito].

Feuillée, L. 1714. Journal des observations physiques, mathématiques et botaniques, t. 2. Pierre Giffart, París.

Feuillée, L. 1725. Journal des observations physiques, mathématiques et botaniques, t. 3. Jean Mariette, París.

González Bueno, A. 2006. Plantas y luces: la Botánica de la Ilustración en la América hispana, p. 107-131. En K. Kohut & S. V. Rose, eds. La formación de la cultura virreinal, vol. 3. Iberoamericana / Vervuert, Madrid & Frankfurt.

Martínez Compañón, B. (coord.). c. 1780-1790. Trujillo del Perú, vol. 3, 4 y 5 [manuscrito].

Rodríguez Nozal, R. 1993. La Oficina de la Flora Americana (1788-1835) y la marginación del proyecto de las expediciones botánicas ilustradas [tesis doctoral]. Universidad Complutense de Madrid, Madrid.

Ruiz, H. & J. Pavón. 1794. Florae peruvianae, et chilensis: prodromus. Imprenta de Sancha, Madrid.

Ruiz, H. & J. Pavón. 1798. Flora peruviana, et chilensis, t. 1. Typis Gabrielis de Sancha, Madrid.

Ruiz, H. & J. Pavón. 1799. Flora peruviana, et chilensis, t. 2. Typis Gabrielis de Sancha, Madrid.

Ruiz, H. & J. Pavón. 1802. Flora peruviana, et chilensis, t. 3. Typis Gabrielis de Sancha, Madrid.

Schjellerup, I. 2002. Tras las huellas del obispo Martínez Compañón, p. 1001-1008. En J. Flores Espinoza & R. Varón Gabai, eds. El hombre y los Andes: homenaje a Franklin Pease G. Y., t. 2. Pontificia Universidad Católica del Perú, Lima.

Sotos Serrano, C. 1982. Los pintores de la expedición de Alejandro Malaspina, t. 1 y 2. Real Academia de la Historia, Madrid.

Instrucciones a los autores

PERFIL EDITORIAL

Arnaldoa es una publicación abierta a trabajos científicos originales y revisiones de botánica pura o aplicada en sus diversas áreas: Sistemática y taxonomía de plantas avasculares y vasculares, morfología, citología y genética, corología y ecología, etnobotánica, biología reproductiva, estructura y desarrollo, microbiología y parasitología, ficología, micología, zoología. Así mismo, se consideran Misceláneas que incluyan obituarios de personalidades botánicas importantes, avances, notas científicas o noticias pertenecientes a las áreas del Museo de Historia Natural, entre otros.

La edición de los artículos se efectuará en 4 etapas:

1) Evaluación de la calidad y presentación del manuscrito original a cargo del Comité Editorial Principal; los artículos que no se ajusten a las normas editoriales serán devueltos antes de evaluar su contenido.

2) Evaluación del fondo o contenido del manuscrito a cargo de 2 árbitros anónimos no pertenecientes al equipo editorial; posteriormente, se informará al autor el resultado de la evaluación (aceptación, correcciones a introducir en el texto o su rechazo)

3) Evaluación de la forma o corrección de estilos a cargo del comité de editores principales y asociados

4) Revisión de las pruebas de imprenta a cargo del autor y comité editorial). Se recomienda a los autores poner énfasis en la redacción, sintaxis, ortografía, citas y referencias bibliográficas, nombre científicos y abreviaturas de los autores.

La extensión será de hasta 20 páginas impresas, incluidas figuras y tablas; la dirección de la revista considerará posibles excepciones.

PAUTAS DE ESTILO

1. Instrucciones generales

- Los manuscritos podrán ser escritos en lengua castellana, portuguesa o inglesa (consultar al comité sobre otras posibilidades) en letra Times New Roman a 12 puntos, doble espacio, con márgenes de 2,5 cm, en una sola cara de la hoja tamaño A4. Numerar páginas e ilustraciones.

-Se enviarán tres copias impresas de los originales a la redacción de la revista. En esta instancia, se incluirán sólo buenas copias de las ilustraciones (no los originales). Una vez aceptado el trabajo, debe ser enviado en un Cd.

-En la medida que sea posible, se ordenará el trabajo en: Introducción, Material y Métodos, Resultados, Discusión, Agradecimientos, Literatura citada.

2.Estilo

- Se alineará el texto a la izquierda, sin sangrías, centrados o justificados, evitando subrayados, cursivas, (excepto para los nombres científicos) y, en lo posible, llamadas a pie de página.

-Las palabras deberán ir separadas por un solo espacio.

- En caso de que hubiera tablas o cuadros, comenzarlos en páginas separada, con un corte de página. Se citarán las figuras y tablas en el texto (Fig.1).

- Los patronímicos (en autores, referencias bibliográficas, siglas, material estudiado) irán en minúsculas.

- Las citas en idiomas extranjeros y nombres vernáculos llevarán comillas.

- Los taxones genéricos e infragenéricos se escribirán en cursiva; las siglas serán citadas solamente la primera vez que se las menciona.

3.Primera página

- El título deberá ser breve y conciso, escrito con minúsculas y sin punto final. Si corresponde, entre paréntesis se incluirá el nombre de la Familia o División. Se sugerirá un título abreviado para la cabecita o titulillo.

- Se citará a continuación el o los autores e, inmediatamente por debajo, se indicará lugar de trabajo, dirección postal y electrónica.

- Se acompañará un resumen en castellano y otro en inglés (abstract), que no superen las 250 palabras, escritas en un párrafo independiente. Tanto el resumen y el abstract consisten en un único párrafo (sin puntos aparte). En ambos resúmenes se añadirán hasta 10 palabras claves complementarias del título.

4. Abreviaturas

- Los autores de los taxones deben ser abreviados de acuerdo con "Authors of Plant Names" (Brummit & Powell, 1992) o en la web:

http://cms.huh.harvard.edu/databases/botanist_index.html

- Los libros se abrevian de acuerdo con "Taxonomic Literature", 2da Edición; las publicaciones periódicas según BPH ("Botanico-Periodicum - Huntianum", 1969) y BPH/S ("Botanico-Peridicum-Huntianum/ Suplementum", 1991), ambas en la web:

http://cms.huh.harvard.edu/databases/publication_index.html

- Los herbarios se abrevian según "Index Herbariorum" (Holmgren et *al.*, 1990), 8va edición o en la web:

http://207.156.243.8/emu/ih/index.php y debe estar ordenados alfabéticamente.

- Las unidades de medida, los acrónimos y los puntos cardinales no llevarán punto.

5. Tratamientos taxonómicos

5.1. Las claves serán dicotómicas.

5.2. Descripción de especies nuevas:

Previa a la descripción, se colocará el nombre, en negrita y cursiva, seguido por el nombre o sigla del autor; a continuación se indicará el tipo de novedad que se propone (sp. nov., comb. nov., entre otras). Al final se deberá hacer referencia a la ilustración, si existiera (ver ejemplo). Luego, se comenzará indicando el material tipo, y entre paréntesis la sigla (o siglas) del herbario (s) donde se halla (n) depositado (s).

Ejemplo:

Larnax macrocalyx S. Leiva, E. Rodr. & Campos sp.nov. (Fig. 2)

TIPO: PERÚ. **Dpto. Cajamarca**. Prov. San Ignacio: Distrito Tabaconas, caserío La Bermeja, bosque de neblina La Bermeja, La Bermeja Huaquillo, 1700-1940 m, 20-XI-1997, *E. Rodríguez & R. Cruz 2052* (Holótipo: HUT; Isótipos: AMAZ, CONN, CORD, F, HAO, HUT, M, MO, MOL, NY, USM).

A continuación, se comenzará en párrafo aparte, la diagnosis latina en cursiva.

En párrafo aparte, se escribirá la descripción detallada en idioma vernáculo, seguido en párrafos aparte: nombre vulgar, especimenes adicionales examinados, comparación con las especies afines, distribución y ecología, fenología, etimología, usos.

Nota: Los taxones nuevos para la ciencia deben estar ilustrados, sobre todo en lo que respecta a sus caracteres diagnósticos y en lo posible un mapa de distribución y claves taxonómicas.

5.3. Especies ya descritas:

Se consignará el nombre de la especie (en negrita y cursiva) seguido por el nombre o sigla del autor(es) y la cita bibliográfica; a continuación se colocará el basiónimo si correspondiera. Seguirán inmediatamente los datos del material TIPO, empleando signos de admiración si el material fue visto o revisado (Ej. NY !). Luego se citará la figura (Fig). En párrafo aparte se indicarán los sinónimos. Ejemplo:

Nasa carunculata (Urb. & Gilg) Weigend, comb. nov., Arnaldoa 5(2), 1998. Basiónimo: *Loasa carunculata* Urb. & Gilg, Nova Acta Caes. Leop. Carol. German. Nat. Cur. 76: 243-1900.

TIPO: PERU: [Prov. Desconocida] Lobb 358 (Holótipo: K!, fotografía F!, neg. nr. 495).

= *Loasa vestita* Killip, Journ. Wash. Acad. Science 19: 194, 1929. TIPO: PERU. **Dpto. Ayacucho**, Prov. Huanta, al Norte de Huanta, cerca de Huayllay, 3500-3600 m, Weberbauer 7591 (Holótipo: US!; Isótipos: K!, F!, NY!, BM! S!, MO!).

En párrafo aparte, se escribirá la descripción detallada en idioma vernáculo, seguido en párrafos aparte: nombre vulgar, especimenes adicionales examinados, comparación con las especies afines, distribución y ecología, fenología y usos. Etimología es solo para especies nuevas.

6. Especímenes adicionales examinados

- Si el material examinado es abundante, se citaran solamente los ejemplares más representativos (por su fenología, distribución, entre otros) en el texto.

- En el texto, los especimenes se citarán luego de la descripción, de acuerdo al siguiente orden: PAÍS (en mayúsculas). Departamento/ Estado (Dpto./Edo. en negrita), provincia, localidad, altitud (m), fecha (el mes en números romanos: 10 XII 2005), colector y número de colección (en cursiva). Seguidamente se indicará entre paréntesis la sigla del o de los herbarios donde se hallan los ejemplares. Finalmente y entre comillas se anotaran las observaciones del colector. Se separarán los ejemplares contiguos mediante punto y guión. Las grandes unidades geográficas tales como continentes o subcontinentes serán separadas; dentro de ellas, los países se ordenarán de norte a sur y de oeste a este, constituyendo cada uno un párrafo independiente.

- Los estados, departamentos y provincias de un mismo país se ordenarán alfabéticamente y se agruparán en párrafos. Ejemplo:

PERÚ. **Dpto. Amazonas**, Prov. Chachapoyas: Leymebamba, alrededores de Laguna de los Cóndores, 2500-2700 m, 16-VIII-1998, *V. Quipuscoa et al. 1241* "abundante". (CONN, CORD, F, HAO, HUT, MO).

7. Literatura citada

- Se incluirán sólo las publicaciones de los trabajos mencionados en el texto.

- Los autores se escribirán en negrita y se ordenarán alfabéticamente; si existieran varios trabajos del mismo autor, se citarán en orden cronológico, adjuntando las letras a, b, c, cuando corresponda.

- Si el número de autores es mayor de dos, agregar et al. al primero de ellos cuando sean citados en el texto; sin embargo, todos los autores deberán figurar en la bibliografía general.

- Las citas en el texto se efectuarán según los siguientes modelos: Weigend (1998); según Weigend (1998); Weigend (1998:162); (Weigend, 1998); Weigend (1998, 2002); Weigend & Rodríguez (2002); Weigend & Rodríguez (2002: 07); (Weigend & Rodríguez, 2002); Weigend et al, 1998; (Weigend et al., 1998) cuando son 3 o más autores.

Ejemplos:

D'Arcy, W. G. 1986. The genera of solanaceae and their types. Solanaceae Newsletter 2(4): 10-33.

Hunziker, A. T. 1979. Estudio sobre Solanaceae: A synoptic survey, pages: 49-85. in J. Hawkes, C. R. L. Lester & A. D. Skelding, editors. Solanaceae Biology and Taxonomy Academic London Press. London.

Mione, T. & F. G. Coe. 1992. Two new combina-tions in peruvian Jaltomata (Solanaceae). Novon 2: 383-384.

Weigend, M. & E. Rodriguez. 1998. Una nueva especie de Mentzelía (Loasaceae) procedente del Valle Marañón en el Norte del Perú. Arnaldoa 5(1): 51-56.

8. Ilustraciones

- Las fotografías, dibujos, mapas, gráficos, entre otros, individuales o agrupados se tratarán como figuras (abreviatura: Fig.).

- Irán en negrita y se enumerarán consecutivamente con números arábigos, siguiendo el orden con que aparecen en el texto. Cada uno de los elementos será identificado con letras mayúsculas de izquierda a derecha y de arriba hacia abajo; seleccionar el tamaño de las letras de modo que, reducidas al formato (caja) de la revista, midan 3mm.

- Las dimensiones se indicarán mediante escalas; se recomienda que todas las escalas de una ilustración se ubiquen en la misma posición preferentemente a la derecha (vertical u horizontal).

- Todas las ilustraciones deben ser de calidad; las fotografías deben ser a color o en blanco y negro, en papel liso (brillante) o digitalizados en alta resolución (mayor a 300 dpi o ppp, archivos TIF o JPG), y buen contraste; si varias fotografías componen una figura, se las separará mediante un filete blanco que, reducido al tamaño de la caja, no supere de 1mm de ancho.

- Presentar dibujos y mapas en tinta china o impresos en láser; los mapas tendrán el norte (N) hacia arriba, con al menos dos marcas de latitud y de longitud y una escala en kilómetros. Se recomienda especialmente para trabajos anatómicos y morfológicos evitar repetir dibujos de cortes con micrografías; sólo en casos conflictivos podrá existir esta doble documentación. Así mismo, los esquemas diagramáticos deberán respetar estrictamente el plano del corte.

- No se deberá reunir en una misma figura fotografías y dibujos.

- El tamaño máximo de las ilustraciones (incluidas las leyendas) es el del formato del texto (caja), o sea 20cm. (alto) x 14cm (ancho); de ser mayores, para reducirlas, se deberá respetar la misma proporción.

- También se aceptan medias láminas transversales y/o verticales, las que deberán respetar el ancho del formato (caja). Indicar las medidas mediante escalas.

- Las leyendas de las ilustraciones se anotarán en hoja aparte, indicando el nombre del material ilustrado y su número de referencia.

- Las figuras deberán ser montadas sobre cartón (apenas adheridas, para que puedan despegarse) y protegidas con papel transparente; en el dorso del soporte deberán anotarse el número de la figura, el nombre del autor y el título abreviado del trabajo.

- Las ilustraciones originales deberán ser enviadas junto con la versión definitiva del manuscrito.

Énfasis en las tablas, Cuadros, los mismos que debe ser realizados en Excel o afines.

9. Separados

Cada autor recibirá gratuitamente 50 separados; además, podrá solicitar a su cargo un número adicional, en el formulario impreso que se le hará llegar junto con la aceptación del trabajo.

Dirigir correspondencia a:

Director
Revista ***ARNALDOA***
Museo de Historia Natural
Universidad Privada Antenor Orrego
Casilla Postal 1075
Av. América Sur N° 3145
Urb. Monserrate, Trujillo - PERÚ
Telf. +51(044) /604432
email: museo@upao.edu.pe

La Revista ***ARNALDOA*** correspondiente al Primer semestre del año 2011, se terminó de imprimir el mes de Junio del 2012 en los talleres gráficos de Inversiones Gráfica G & M. S.A.C., Calle San Martin 672-674, Trujillo Perú. Teléfono 044-223347

littonseo4@hotmail.com

77 Traditional medicinal plants used in Northern Peru for kidney problems and urinary infections / Plantas medicinales norperuanas usadas para enfermedades renales e infecciones urinarias

RAINER W. BUSSMANN, ASHLEY GLENN

95 Reseña histórica de los estudios de la flora en el Virreinato del Perú / Historical studies of the flora in the Viceroyalty of Peru

LUIS FELIPE CHANG

Revista del Museo de Historia Natural

ARNALDOA

UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO

Volumen 18 (1)

Enero - Junio 2011

Contenido / Contents

Pág. ARTÍCULOS ORIGINALES

07 Floristic Checklist of the Peruvian Lomas Formations / Catálogo florístico de las Lomas peruanas

MICHAEL O. DILLON, SEGUNDO LEIVA GONZALEZ, MARIO ZAPATA CRUZ, PEDRO LEZAMA ASENCIO & VICTOR QUIPUSCOA SILVESTRE

33 The flora of Jordan: A Taxonomical revision of Juncaceae / La Flora de Jordania: Revisión Taxonómica de Juncaceae

SALEH AL-QURA'N

37 Bomarea longipes y Bomarea spissiflora (Alstroemeriaceae) dos nuevos registros para la flora de Perú / Bomarea longipes and Bomarea spissiflora (Alstroemeriaceae) two new records for the flora of Peru

ERIC F. RODRÍGUEZ RODRÍGUEZ, ANTON HOFREITER, JOSÉ R. CAMPOS DE LA CRUZ & DAVID A. NEILL

47 Desarrollo de fruto y semilla en Solanum argentinum (Solanaceae) / Development of fruit and seed in Solanum argentinum (Solanaceae)

VERÓNICA A. SOLIS, VERÓNICA A. CABRERA, NILDA DOTTORI & MARÍA TERESA COSA

57 Vermicompost and farmyard manure effects on biogeochemical performances of Withania somnifera / Efectos del vermicompost y estiercol de granja sobre el rendimiento biogeoquímico de Withania somnifera

ALOKA KUMARI

63 Crecimiento de Erythrina edulis "poroto" en sustratos de suelo enriquecido con estiércol descompuesto en condiciones de invernadero / Growth of Erythrina edulis "bean" in substrates of soil enriched with rotted manure in the greenhouse

ERWIN PEREYRA, JORGE CASTRO, ROBERTO GUILLÉN, SISY LIMO, CARLOS FLORES, JAIME ESPINOZA, CARLOS JULCA,JOSÉ CASTILLO & KARINA LEZAMA ESCOBEDO

71 Evaluación fitoquímica y antibacteriana de Bidens andicola HBK "cadillo", Alternanthera philoxeroides (C. Mart.) Griseb. "lancetilla" y Celosia sp. "pashquete" / Phytochemical and antibacterial evaluation of Bidens andicola HBK "cadillo", Alternanthera philoxeroides (C. Mart.) Griseb. "lancetilla" and Celosia sp. "pashquete"

MARÍA DEL PILAR RODRÍGUEZ QUEZADA, OSCAR ANDRÉS GAMARRA TORRES

& FREDY ROMEL PÉREZ AZAHUANCHE

continúa en el interior de la cubierta / continued on inside back cover



Revista del Museo de Historia Natural

ARNALDOA

UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO

18(2)
Julio - Diciembre
2011

ISSN : 1815-8242
TRUJILLO
REPUBLICA DEL PERÚ

ARNALDOA
Volumen 18, Número 2
Julio - Diciembre 2011

ISSN 1815-8242

ARNALDOA es una publicación de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, Perú, editada semestralmente por el Museo de Historia Natural. Es norma de la revista que los artículos que se publican sean juzgados previamente por árbitros que dictaminen sobre sus merecimientos.

ARNALDOA acepta manuscritos originales e inéditos en idioma español o inglés, que deben seguir los lincamientos establecidos en Instrucciones a los Autores, las que aparecen al final de cada volúmen. Se envía en canje con publicaciones similares en botánica, sistemática y evolución, ecología, diversidad biológica y cultural, o temas afines a la historia natural.

ARNALDOA se encuentra indizada en LATINDEX (Sistema Regional de Información en Línea para Revistas Científicas de América Latina, el Caribe, España y Portugal); SciELO (Scientific Electronic Library Online) y PERIODICA (Indice de Revistas Latinoamericanas en Ciencias).

Las opiniones expresadas por los autores son de su exclusiva responsabilidad y no reflejan necesariamente los criterios del Comité Editorial de ARNALDOA

Toda correspondencia relacionada a la **Revista ARNALDOA** deberá ser dirigida a:

Revista ARNALDOA
Museo de Historia Natural
Universidad Privada Antenor Orrego
Casilla Postal 1075
Trujillo - PERÚ Telef: (+051) 044 - 604462
museo@upao.edu.pe

Carátula: Fotografía de *Arnaldoa weberbaueri* (Asteraceae)
Foto: M. O.Dillon ©
Diagramación e impresión: Inversiones Gráfica G y M SAC



Revista del Museo de Historia Natural

ARNALDOA

UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO

El Museo de Historia Natural, es la unidad que conserva, educa, investiga y difunde los conocimientos que generan sus colecciones científicas para impulsar la valoración y comprensión de la diversidad biológica y cultural de nuestro país, a favor del desarrollo de la comunidad.

18(2)
Julio - Diciembre
2011

ISSN : 1815-8242
TRUJILLO
REPÚBLICA DEL PERÚ

Impreso en Perú
Printed in Peru
Hecho el Depósito Legal en la Biblioteca Nacional del Perú: N° 2006-3879
Registro de la Propiedad Intelectual

Susana Arrázola Rivero
Centro de Diversidad y Genética, Facultad de Ciencias y Tecnología, Universidad Mayor de San Simón, casilla de correo 538, Cochabamba, BOLIVIA. *sarrazola@fcyt.umss.edu.bo*
Maximilian Weigend
Institut für Biologie Systematische Botanik und Pflanzengeographie, Freie Universität Berlin, 14195, Berlin-GERMANY. *weigend@zedat.fu-berlin.de*
Anton Hofreiter
Ludwig-Maximilians-Universität, Department Biologie I, Bereich Biodiversitätsforschung, Abteilung Systematische Botanik, Menzingerstraße 67, D-80638 München, GERMANY.
hofreiter@freenet.de
Sandra Knapp
Department of Botany, The Natural History Museum, Cromwell Road, London, SW7 5BD,UK.
s.knapp@nhm.ac.uk
Reynaldo Linares Palomino
Department of Systematic Botany, Albrecht-von-Haller-Institute for Plant Sciences, University of Göttingen, Untere Karspüle 2, 37073-Göttingen, GERMANY.
Eric Rodríguez Rodríguez
Herbarium Truxillense (HUT), Universidad Nacional de Trujillo, Jr. San Martín 392, Trujillo, PERÚ, *efrr@unitru.edu.pe*
Pedro Lezama Asencio
Departamento Académico de Ciencias, Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, PERÚ.
lezama_a@hotmail.com
Pablo Chuna Mogollón
Departamento Académico de Ciencias, Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, PERÚ.
pchunam@upao.edu.pe
Jorge Vidal Fernández
Departamento Académico de Ciencias, Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, PERÚ.
jvidalf@upao.edu.pe
José González Cabeza
Departamento de Ciencias, Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, PERÚ.
gonzalezbiotec@hotmail.com
Víctor Quipuscoa Silvestre
Herbario HUSA, Universidad Nacional de San Agustín, Av. Daniel A. Carrión s/n, La PampillaArequipa, PERÚ. *vquipuscoas@hotmail.com*
Hamilton Beltrán Santiago
Museo de Historia Natural Javier Prado, Av. Arenales 1256, Jesús María, Lima, Apartado 14-0434, Lima 14, PERU. *wilmersantiago@hotmail.com*
Mario Benavente Palacios
Museo de Historia Natural Javier Prado, Av. Arenales 1256, Jesús María, Lima, Apartado 14-0434, Lima 14, PERÚ. *mjbenaventep@yahoo.com*
Eloy López Medina
Departamento de Fisiologìa Vegetal, Universidad Nacional de Trujillo, Jr. San Martín 392, Trujillo, PERÚ, *elm@unitru.edu.pe*

Revista del Museo de Historia Natural

ARNALDOA

UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO

Volumen 18(2) Julio - Diciembre, 2011

Contenido / Contents

Pág. ARTICULOS ORIGINALES

105 Conservación *in situ on farm-ex situ* de *Solanum tuberosum* L. grupo Phureja en la cuenca del Llaucano y áreas adyacentes / *Conservation in situ on farm-ex situ of* Solanum tuberosum *L. Phureja group in the Llaucano basin and adjacent areas*

JUAN F. SEMINARIO CUNYA & LUISA ZARPÁN ARIAS

117 Sobrevivencia y crecimiento inicial de especies vegetales en el Jardín Botánico de la Quinta El Padmi, Zamora Chinchipe / *Survival and early growth of plants in the El Padmi Botanical Garden, Zamora Chinchipe*

ZHOFRE AGUIRRE MENDOZA & NÉSTOR LEÓN ABAD

125 Novedades sobre la vegetación del Departamento de Arequipa (Perú) / *Novelties in the vegetation of the Arequipa Department (Peru)*

ANTONIO GALÁN DE MERA, ELIANA LINARES PEREA, JOSÉ CAMPOS DE LA CRUZ, CARLOS TRUJILLO VERA, FRANCISCO VILLASANTE BENAVIDES & JOSÉ ALFREDO VICENTE ORELLANA

145 Efecto del estrés hídrico inducido por manitol en el contenido relativo de agua en *Physalis peruviana* L. / *Effect of mannitol-induced water stress on relative water content in Physalis peruviana* L.

JAIME G. ESPINOZA CARBAJAL, ROBERTO C. GUILLÉN VALDIVIEZO & JORGE E. CASTRO SILUPÚ

151 Efecto del ácido indolacético (AIA) en el desarrollo *in vitro* de segmentos nodales de *Caesalpinia spinosa* (Mol.) Kuntze "tara" / *Effect of indole acetic acid (IAA) in the development of in vitro nodal segments of Caesalpinia spinosa (Mol) Kuntze "tara"*

LUIS COLLANTES MEDINA, JUDITH ALCALDE MOSQUEIRA, JULIO CHICO RUIZ

159 Capacidad bioacumuladora de *Helianthus annuus* L. "girasol" sometidos a diferentes concentraciones de plomo / *Bioaccumulative capacity of Helianthus annuus L. "sunflower" subjected to different concentrations of lead*

LIZ GARCÍA ZARE, GLAUCO VALDIVIESO ARENAS, LENIN PABLO RAMIREZ, JONATAN GARCÍA ZARE & JULIO CHICO RUÍZ

167 Mending the heart. Plants used in Peruvian ethnomedicine for heart disease, blood pressure irregularities and cholesterol control / *Remendando el corazón. Las plantas utilizadas en la etnomedicina peruana para las enfermedades del corazón, las irregularidades de la presión arterial y el colesterol*

RAINER W. BUSSMANN & ASHLEY GLENN

179 Airborne Pollen Grains *in* Ajlun, Northern Jordan / *Los granos de polen en suspensión en Ajlun, Norte de Jordania*

SALEH AL-QURAN

185 Programa de forestación con *Polylepis tomentella* en las minas Arcata y Explorador en el Departamento de Arequipa / *Afforestation program with Polylepis tomentella in Arcata and Explorer mines in Arequipa Department*

MARCO ANTONIO ARRIBASPLATA VARGAS, FEDERICO GONZALES VEINTIMILLA & JACKSON RICARDO TERÁN IPARRAGUIRRE

Arnaldoa 18(2): 105 - 116, 2011 ISSN: 1815 - 8242

Conservación *in situ on farm-ex situ* de *Solanum tuberosum* L. grupo Phureja en la cuenca del Llaucano y áreas adyacentes

Conservation *in situ on farm-ex situ* of *Solanum tuberosum* L. Phureja group in the Llaucano basin and adjacent areas

Juan F. Seminario Cunya
Programa de Raíces y Tubérculos Andinos, Facultad de Ciencias Agrarias-Universidad Nacional de Cajamarca, Cajamarca, PERÚ. jfseminario@yahoo.es

Luisa Zarpán Arias
Departamento de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional de Cajamarca, Cajamarca PERÚ.

Resumen

Se analizó la variabilidad mantenida *in situ on farm* (en campos de agricultores) y *ex situ*, de *Solanum tuberosum* grupo de papa Phureja, de la cuenca del Llaucano y áreas adyacentes (Distritos de Chota, Bambamarca, Hualgayoc, Chugur, Cajamarca, Encañada y Jesús, de la Región Cajamarca, norte peruano). La variabilidad conservada *on farm* se evaluó mediante colectas de cultivares nativos (*land races*), caracterización morfológica y agrupamiento mediante el programa NTSYS (2.1). La variabilidad conservada *ex situ* se evaluó mediante el registro de los cultivares que mantienen 20 conservacionistas de papa nativa de la Región Cajamarca y mediante la información de colecciones de papa en Universidades y en el Centro Internacional de la Papa. En el área de estudio se mantienen *on farm*, 38 cultivares nativos del grupo Phureja, de distribución focalizada, reconocidos por sus nombres vulgares y otros descriptores. Los conservacionistas mantienen el 21% del total de cultivares identificados *on farm*. Los materiales en Universidades no son significativos y el CIP mantiene aproximadamente el 39.5% de cultivares. En los últimos 20 años se han perdido aproximadamente 10 cultivares, y existen factores biológicos, económicos, sociales y ambientales que constituyen elementos de riesgo para el grupo en el ámbito de estudio.

Palabras clave: *Solanum tuberosum* L., grupo Phureja, conservación *in situ on farm-ex situ*.

Abstract

Variability maintained *in situ on farm* and *ex situ* of Phureja potato group of the Llaucano basin and adjacent areas (Districts of Chota, Bambamarca Hualgayoc, Chugur, Cajamarca, Encañada and Jesus, Region of Cajamarca, northern Peruvian) was analyzed. Variability conserved *in situ* on farm was assessed through collections of native cultivars (land races), morphological characterized and grouped using the NTSYS (2.1) program. The variability conserved *ex situ* was evaluated by registering cultivars maintained by 20 native potato conservationists of the Cajamarca region, and through the information of native collections of universities and the International Potato Center (IPC). In the study area are maintained on farm, 38 native cultivars of the group Phureja. These are of focused distribution, recognized by their common names and other descriptors. Conservationists maintain 21% of identified cultivars *on farm*. Materials in universities are not significant and the IPC maintain approximately 39.5% of cultivars. In the last 20 years about 10 cultivars have been lost, and there are biological, economic, social and environmental factors that constitute the risk elements for the group in the field of study.

key words: *Solanum tuberosum* L., Phureja group, *in situ on farm - ex situ*, conservation.

Introducción

En las últimas tres décadas se ha puesto en evidencia que los cultivares tradicionales –CT-- (*landraces*, *folk varieties*, cultivares nativos, cultivares criollos, cultivares primitivos) de los cultivos agrícolas son objeto de pérdida, lo cual puede significar erosión genética. Los factores determinantes serían los cambios en los sistemas productivos, el remplazo de los CT por cultivares modernos, las preferencias del mercado, la migración, la falta de mano de obra en el campo, los

cambios en los hábitos de consumo, la ampliación del rango de actividades del agricultor, la desintegración de las redes sociales de reciprocidad e intercambio de bienes y servicios, el cambio en la percepción del valor de uso de los recursos y el desequilibrio entre la demanda y la oferta de los recursos (Brush, 1986, 1990; Prance, 1997; Bellón, 2001; Maxted *et al.* 2002; Frison *et al.* 2008). En la región andina, se han presentado algunas evidencias sobre la pérdida de cultivares nativos de papa (Brush, 1986, 1990; Zimmerer, 1991a, 1992; de Haan, 2009).

La Región Cajamarca es una de las principales productoras de papa del Perú. Esta producción incluye los grupos Stenotomum, Chaucha, Andigena, Phureja, y Tuberosum, bajo el enfoque del Código Internacional de Nomenclatura de Plantas Cultivadas (ICNCP) y la propuesta clasificatoria de Huamán & Spooner (2002) y Huamán (2008). El grupo más vulnerable es el grupo Phureja, debido a dos características principales: la ausencia de dormancia en sus tubérculos, que conlleva a la necesidad de cosechas y siembras continuadas (de lo contario la semilla se malogra). Esta característica está estrechamente relacionada con la priorización de actividades y la disponibilidad de mano de obra en las familias campesinas. Por otro lado, las condiciones socioeconómicas del agricultor han cambiado sustantivamente en los últimos años, por influjo de la ganadería, la minería y actividades conexas. Lo anterior es más evidente en la cuenca del Llaucano y áreas adyacentes, por ser el ámbito con más concesiones y proyectos mineros en la región. Similares condiciones socioeconómicas (aunque generadas por otros factores) fueron identificadas como causa de la pérdida de cultivares del grupo Phureja en Paucartambo (Zimmerer, 1991b, 1992), en Yauyos (de Haan & Thiele, 2005) y Huancavelica (de Haan, 2009).

El grupo Phureja, comprende principalmente cultivares de *S. phureja* y pocos cultivares de otras especies. Se distribuye desde Venezuela hasta Bolivia (Hawkes, 1956), en valles abrigados, entre los 1700 a 3700 msnm y rara vez hasta los 4000 msnm (Huamán &Spooner 2002). Presenta ausencia o mínima dormancia en sus tubérculos, adaptada a días cortos, corto periodo vegetativo (menos de cuatro meses), alta variabilidad del tubérculo (en forma, tamaño, color), alto contenido de materia seca, excelente calidad culinaria, alto contenido de proteína total, alto nivel de carotenoides, rápida cocción y buena aceptación en el mercado para varios cultivares. Es resistente o tolerante a marchitez bacteriana (*Pseudomonas solanacearum*), resistente o tolerante a rancha (*Phytophthora infestans*), a ciertos virus (PVX, PSV, PMV, PAV) y nemátodes. Es fuente de resistencia a temperaturas bajas y de tolerancia al calor (Zimmerer, 1991b, 1992; Ghislain *et al.* 1999; Ochoa, 1990; Ghislain *et al.* 2006; Burgos *et al.* 2007; Bonierbale *et al.* 2008).

Es probable que en la Región Cajamarca, se estén produciendo pérdidas importantes de cultivares y consecuentemente erosión genética, en el grupo Phureja. Sin embargo, no existe información sobre el estado de su conservación y la influencia concreta de los factores de riesgo. Esta información es indispensable para proponer estrategias de conservación (*ex situ-in situ*) de modo sostenido.

Bajo las consideraciones precedentes, la investigación se enfocó a determinar el estado de la conservación *in situ on farm* (en campos de agricultores) y *ex situ* (en conservacionistas y en colecciones regionales y nacionales), del grupo Phureja en la cuenca de Llaucano y áreas adyacentes. En ambos casos, se consideró como unidades de conservación y de observación a los cultivares tradicionales (de Haan, 2009; Maxted *et al.* 2002; Jarvis *et al.* 2000). En el primer caso, se refiere a los cultivares mantenidos por los agricultores del ámbito de estudio, donde han desarrollado sus propiedades específicas (UNCED 1992). Estos constituyen la entidad taxonómica *folk* tangible, reconocida por los agricultores, tienen un valor intrínseco por su genotipo, son usados históricamente y culturalmente por las comunidades andinas y son fáciles de caracterizar bajo condiciones de campo (de Haan, 2009). En el segundo caso, se refiere a los cultivares mantenidos fuera de su hábitat natural, específicamente en agricultores conservacionistas y en colecciones de instituciones.

Materiales y métodos

I. Evaluación de la conservación *in situ on farm*

1.1. Colección de cultivares conservados in situ on farm. Se tomó en cuenta sólo los centros poblados y familias reconocidas por su mayor tradición en el cultivo de papa. Se recolectaron los materiales reconocidos por los agricultores como cultivares diferentes. Se tomaron los datos pasaporte referidos al material biológico y a las condiciones ecogeográficas.

1.2. Caracterización morfológica y agrupamiento de los cultivares. El germoplasma colectado fue sembrado en campo, en dos oportunidades: Junio 2009 y diciembre 2009. Las cosechas se realizaron en octubre 2009 y abril 2010, respectivamente. El suelo utilizado tenía las siguientes características: franco arcilloso, pH de 7.6, fertilidad media (1.9 % de materia orgánica, 0.13% de N total, 15 ppm de P disponible y 138 ppm de K disponible) (Laboratorio de Análisis de Suelos de la FCA- UNC).

Las lluvias de julio a septiembre 2009 fueron de 3.9 a 17.9 mm/mes y de octubre 2009 a abril 2010 fueron de 49.5 a 154 mm/mes, por lo que en los primeros se aplicaron riegos para dar la humedad necesaria. La temperatura promedio en el periodo de campo varió de 13.6 a 16.7 °C y la humedad relativa varió de 61 a 71 %.

Los cultivares fueron caracterizados morfológicamente, mediante la lista de descriptores para papas nativas del Centro Internacional de la Papa (Gómez, 2006). Este documento contiene 33 descriptores morfológicos altamente discriminatorios. Cada descriptor consta de un nombre y tres a nueve estados de descriptor, que se identifican mediante un código numérico.

Con los datos de la caracterización se elaboró una matriz básica de datos (MBD) para el análisis de estadístico posterior. La MBD es una matriz **n** x **p**, en donde, las **n** columnas representan los descriptores o variables y las **p** filas representan las unidades técnicas operativas (OTU), o sea los cultivares. Cada casillero de la matriz representa el valor o estado del descriptor en la OTU correspondiente (Crisci & López 1983; Hidalgo, 2003).

Los datos así organizados fueron sometidos al análisis estadístico multivariado mediante el programa NTSYS (Numeral Taxonomy System) versión 2.1. Se hicieron dos tipos de análisis:

a) Análisis de agrupamiento (clusters). A través de esta técnica se estudió la asociación entre unidades técnicas operativas (OTU), que en nuestro caso son los cultivares y se obtuvo un fenograma que permitió establecer los grupos dentro del germoplasma (por su cercanía morfológica) y los probables duplicados. Por el tipo de datos (mayoritariamente multiestado, cualitativos y cuantitativos), se usó el coeficiente de distancia taxonómica -TD-, el que en su valor más bajo (cero) significa máxima similitud entre OTU y en su valor más alto (∞) significa mínima similitud entre OTU. Los resultados se obtuvieron en una matriz de similitud simétrica (Crisci & López, 1983; Hidalgo, 2003). Para la formación de conglomerados se usó el método UPGMA, como forma de enlace.

b) Análisis de componentes principales (ACP). Esta técnica permite conocer la relación entre las variables (descriptores) consideradas y la semejanza entre los OTU (cultivares). En el primer caso, con el fin de saber cuáles descriptores están asociados y cuáles caracterizan en el mismo sentido o en sentido contrario. En el segundo caso, para saber cómo se distribuyen los cultivares y cuáles se parecen. El ACP, también permite identificar y seleccionar los descriptores más discriminantes (útil para limitar el número de descriptores en caracterizaciones posteriores) (Crisci & López, 1983; Hidalgo, 2003; Rojas, 2003).

El ACP concentra toda la variabilidad presente en la matriz de datos originales en unos pocos ejes o componentes. Los componentes principales (CP) contienen información de todas las variables originales (descriptores), pero en diferentes proporciones. Matemáticamente se obtuvieron a través del cálculo de la matriz de correlaciones entre caracteres (en nuestro caso, 33 x 33).

La determinación de los cultivares perdidos en las últimas dos décadas, se hizo de forma indirecta mediante la aplicación de la pregunta ¿qué cultivares existían hace 20 años, que ahora ya no existen?, en la encuesta

a 48 agricultores conservacionistas y cultivadores de Cajamarca, Chota, Bambamarca, Celendín, Jesús, Encañada. Los agricultores encuestados tenían entre 39 a 85 años, e involucraron conservacionistas, donantes de germoplasma y otros agricultores con experiencia.

II. Evaluación de la conservación *ex situ*

La conservación *ex situ* actual se determinó mediante: 1) El número de cultivares del grupo Phureja mantenidos por los agricultores conservacionistas de la región. Estos, son agricultores que en las últimas dos décadas han coleccionado cultivares nativos de la región y de otras regiones del país. El estudio involucró 20 conservacionistas de las Provincias de Cajamarca, San Marcos, Celendín y Hualgayoc, cuyas edades varían entre 37 y 63 años. Se hicieron visitas a los hogares y chacras de los conservacionistas. Se sostuvo entrevistas y se aplicó una encuesta. Además, el 22 de mayo 2010, se realizó un taller sobre conservación de la papa nativa con los conservacionistas de la región y otros agricultores con experiencia, más algunos técnicos relacionados con el tema. 2) Para conocer el número colectas o de cultivares conservados por instituciones, se realizó una encuesta por e-mail a diferentes centros de investigación de Universidades del norte peruano y el INIA. Para conocer el número de materiales conservados por el CIP se usó información de fuentes secundarias, principalmente el catálogo de colectas de Ochoa (2003): 1947-1997.

Resultados y discusión

I. Conservación *in situ on farm* de cultivares del grupo Phureja

1.1. Germoplasma del grupo conservado por los agricultores

En la Tabla 1, se presentan los datos pasaporte de los 40 cultivares del grupo Phureja colectados en los agricultores del ámbito de estudio (*in situ on farm*). En primer lugar, las colectas se realizaron entre los 2700 y los 3780 msnm, pero la mayor parte (67%) se localizaron entre los 3000 y 3500 msnm. Por otro lado, la concentración de los cultivares del grupo, se registró en comunidades del Distrito de Bambamarca (Provincia de Hualgayoc) (38%) y en las comunidades del Distrito de Jesús (Provincia de Cajamarca) (33%). Las exploraciones realizadas en áreas antiguamente productoras del Distrito de Cajamarca como Porcón, Porconcillo, Chamis, Pariamarca, indicaron ausencia de estos cultivares.

El germoplasma se concentra en pocos agricultores, de pequeños ingresos, asentados en sus chacras y con pocas posibilidades de migración. Similares características fueron observadas por Brush *et al.* (1981) en los Andes en general, por Zimmerer (1991a, 1991b) en Paucartambo y por de Haan (2009) en Huancavelica. En general, los agricultores sostienen que ya no siembran chauchas, porque *"ya no quieren dar"*, porque *"la semilla está cansada"*, *"porque nos gana el tiempo"*, o porque perdieron la semilla y ya no han podido recuperarla. Las preferencias del mercado también estarían afectando la distribución de cultivares, porque a pesar de su calidad y de la considerable cantidad de cultivares encontrados en el área de estudio, sólo se observaron tres a cuatro cultivares en los mercados locales.

Los cultivares tienen un nombre compuesto formado por el nombre primario *Chaucha* y un nombre secundario que hace referencia principalmente a características del tubérculo y a la procedencia: Blanca, Negra, Peruanita, Shoga, Montañera, Pierna de Viuda. Según la taxonomía *folk*, el primer nombre se refiere al taxa específico (grupo de cultivares) y el segundo al taxa varietal (cultivares) (Martín, 2000; de Haan, 2009).

Se encontraron pocos casos de sinonimia (Ch. Shoga = Ch. Roja; Ch. Limeña = Ch. Pintada; Ch. Colombiana blanca = Ch. Mashoca; Ch. Señorita = Ch. Chola Amarilla, Negra = shinga). Probablemente, por tratarse ámbitos relativamente pequeños, los agricultores reconocen a sus cultivares con el mismo nombre y es menos probable colectar duplicados. Existen también, pocos casos de homonimia (2 coloradas, 3 montañeras, 2 mullas), que deben aclararse mediante el análisis molecular. Por otro lado, una alta proporción de cultivares reciben el mismo nombre secundario que cultivares de otros grupos. La diferencia consiste en el nombre primario (Chaucha) que se antepone (e.g. Chaucha Conda y Conda, Chaucha

Tabla 1. Datos pasaporte de los cultivares del grupo Phureja, colectados en la cuenca del Llaucano y áreas adyacentes: 2005-2010

N°	Nombre del cultivar	F. colección	Localidad	Altitud (m)	Longitud (N)	Latitud (E)	Centro poblado	Distrito	Agricultor
1	Ch. Pabla	04.05.05	La Colpa	310	9206093.10	749084.00	La Colpa	Chugur	Ananías Díaz Gonzáles
2	Ch. Blanca peruanita	20.04.05	Alto Perú	3650	9269684.63	772544.45	Alto Perú	Bambamarca	Javier Montenegro Ruiz
3	Ch. Conda	13.04.05	Huangamarca	3250	9206406.22	780106.00	Huangamarca	Bambamarca	Silvestre Cubas Tarrillo
4	Ch. Pimpinela	11.04.05	Lanchecucho	3200	9250111.00	777180.00	Lanchecucho	Bambamarca	José Pérez Díaz
5	Ch. Chachapoyana	02.04.05	Tambillo, El Romero	3250	9269465.49	778780.00	El Romero	Bambamarca	Teodoro Barboza Núñez
6	Ch. Porpora	04.04.05	Pusoc	3500	9270284.00	778988.00	Pusoc	Bambamarca	Rosa Bances Cubas
7	Ch. Amarilla	26.04.05	Camino Grande	3680	925885.00	706488.00	Moran Lirio	Hualgayoc	Juan Fernández Barboza
8	Ch. Negra	05.04.05	La Locpa	2700	9206062.48	774708.00	La Locpa	Bambamarca	Manuel Silva Bances
9	Ch. Negra morada	05.04.05	La Locpa	2700	9206062.58	774708.00	La Locpa	Bambamarca	Manuel Silva Bances
10	Ch. Huagalina	22.04.05	Casa Hacienda	3680	9254941.23	7611925.70	Pilancones	Hualgayoc	Amadeo Salazar Zambrano
11	Ch. Blanca	11.04.05	La Locpa	2700	9206064.00	774709.12	La Locpa	Bambamarca	Segundo Vásquez Ortiz
12	Ch. Colombiana blanca	18.04.05	El Sugar	3300	9206043.10	787084.00	El Sugar	Bambamarca	Pedro Díaz Vásquez
13	Ch. Shoga	18.04.05	Agua Santa	3100	9206171.00	775945.00	Chala	Bambamarca	Eladio Rojas Miranda
14	Ch. Colombiana negra	29.04.05	La Laguna	3780	9206057.20	706335.90	Morampata	Hualgayoc	Fermín Tirado Barboza
15	Ch. Huevo de ruco	15.07.08	La Locpa	2700	9206064.00	774709.12	La Locpa	Bambamarca	Segundo Vásquez Ortíz
16	Ch. Limeña	15.04.06	Rojaspampa	2900	9275510.60	706306.70	Rojaspampa	Chota	Manuel Segovia Ruíz
17	Ch. Colorada	10.06.06	Silleropata	3350	9265540.79	761 539 25	Silleropata	Chota	Sebastián Peralta Acuña
18	Montañera	08.04.05	La Locpa	2800	9206062.05	774708.00	La Locpa	Bambamarca	José Saavedra bazán
19	Montañera 2	08.04.05	La Locpa	2800	9206063.05	774709.06	La Locpa	Bambamarca	José Saavedra bazan
20	Montañera 3	08.04.05	La Locpa	2800	9206963.05	774709.06	La Locpa	Bambamarca	José Saavedra bazán
21	Ch. Peruanita 2	20.04.05	Alto Perú	3650	9206062.43	770094.00	Alto Perú	Bambamarca	Javier Montenegro Ruiz
22	Ch. Amarilla redonda	15.09.09	El Granero	3295	9194283.00	785714.10	El Granero	Jesús	Pablo Linares Pérez
23	Ch. Amarilla castilla	03.09.09	Laimina Alta	3484	9190552.00	790906.80	Laimina AltaJ	esús	Felipe Azañero Gamboa
24	Ch. Limena Huachuma	03.09.09	Laimina Alta	3484	9190552.00	790906.80	Laimina Alta	Jesús	Felipe Azañero Gamboa
25	Ch. Pierna de viuda	03.09.09	Laimina Alta	3484	9190552.00	790906.80	Laimina Alta	Jesús	Felipe Azañero Gamboa
26	Ch. Yuquilla	20.09.09	Totora	3475	9194473.00	779341.00	Totora	Jesus	Alfredo Gómez Huaccha
27	Ch. Mulla	12.07.09	La Shita	3407	9193058.00	788060.00	La Shita	Jesús	Candelaria Huaccha Aquino
28	Ch. Señorita	15.09.09	El Granero	3295	9194830.00	787147.00	El Granero	Jesús	Pablo Linares Pérez
29	Ch. Mulla 2	12.07.09	Totora	3475	9194473.00	779341.00	Totora	Jesús	Alfredo Gómez Huaccha
30	Ch. Shangara morada	03.09.09	Laimina Alta	3484	9190552.00	790906.80	Laimina AltaJ	esús	Felipe Azañero Gamboa
31	Ch. Negra Jesús	03.09.09	Laimina Alta	3484	9190552.00	790906.80	Laimina Alta	Jesús	Felipe Azañero Gamboa
32	Ch. Amarilla Mahuay	20.09.09	Totora	3475	9194473.00	779341.00	Totora	Jesús	Alfredo Gómez Huaccha
33	Ch. Pierna de viuda 2	20.09.09	Totora	3475	9194473.00	779341.00	Totora	Jesús	Alfredo Gómez Huaccha
34	Ch. Piña amarilla	15.09.09	El Granero	3295	9194283.00	785714.10	El Granero	Jesús	Pablo Linares Pérez
35	Ch. Chilopa	28.10.08	San José Alto	3617	9218023.00	801755.00	San José Alto	Encañada	Gumercindo Zelada Aguilar
36	Ch. Pintada	10.06.06	Silleropata Alto	3300	9206068.94	706282.80	Silleropata	Chota	Victor Villacorta Saavedra
37	Ch. Oque	22.05.06	Lingampata Alto	3300	9206740.30	759065.80	Lingampata	Chota	Antonio Dávila Díaz
38	Ch. Clavelilla	09.06.06	Silleropata Alto	3350	9206068.94	706282.80	Silleropata	Chota	Francisco Villacorta O[illegible]íz
39	Ch. Colorada 2	10.06.06	Silleropata Alto	3350	9206068.94	706282.80	Silleropata	Chota	Sebastian Peralta Ac[illegible]a
40	Shoga Amarilla	10.05.10	Loritopampa	3441	9194860	785601	Loritopampa	Jesús	Martha Terrones Oc[illegible]

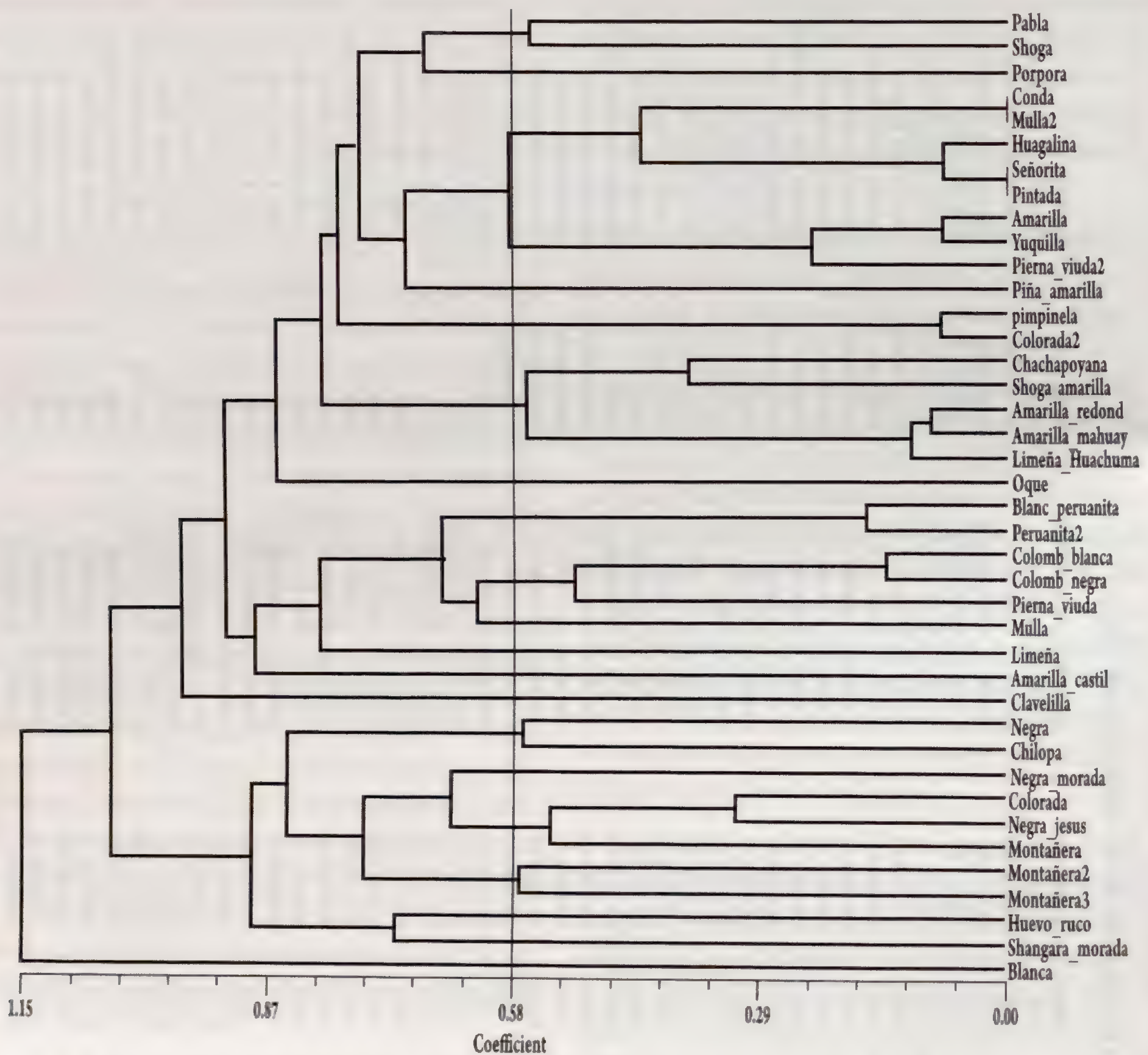


Fig. 1. Fenograma que agrupa 40 cultivares del grupo Phureja, caracterizados con 30 descriptores morfológicos y mediante el método de ligamento UPGMA.

Peruanita y Peruanita), pero que en el diálogo cotidiano muchas veces se obvia.

1.2. Agrupamiento de cultivares

La Fig.1 presenta el fenograma que agrupa a los 40 cultivares colectados y caracterizados mediante descriptores morfológicos (técnica Q). A una distancia taxonómica de 0.0, se observa que existen 38 grupos. Es decir, existe 5% de duplicados (Conda = mulla 2, señorita = Pintada). Este resultado, indica que la discriminación de cultivares que hace el campesino, es altamente fiable. Por tratarse de un agrupamiento basado en características cualitativas, podría significar un número similar de genotipos. Sin embargo, este resultado debe ser contrastado con el del análisis molecular.

A la distancia de 0.58, se forman 21 grupos. Once grupos contienen un solo elemento (Porpora, Piña amarilla, Oque, Mulla, Limeña, Amarilla castilla, Clavelilla, Negra morada, Huevo de ruco, Shangara morada, Blanca). Los otros 10 grupos, contienen entre dos a ocho elementos y dentro de éstos se diferencian subgrupos, por su mayor afinidad (Tabla 2). Es decir, habría 48% de duplicados. Este agrupamiento debe ser tomado en cuenta para realizar una caracterización morfológica más precisa y para contrastarla con la caracterización molecular.

Tabla 2. Grupos con dos o más elementos y subgrupos dentro de 40 cultivares del grupo Phureja de la cuenca del Llaucano y áreas adyacentes.

Grupos	Subgrupos	
	SGa	SGb
G1	Conda, Mulla 2, Huagalina, Señorita, Pintada	Amarilla, Yuquilla, Pierna de viuda 2
G2	Chachapoyana, Shoga amarilla	Amarilla redonda, Amarilla Mahuay, Limeña Huachuma
G3	Colombiana blanca, Colombiana negra	Pierna de viuda
G4	Pimpinela, Colorada 2	
G5	Colorada, Negra	Montañera
G6	Pabla, Shoga	
G7	Blanca peruanita, Peruanita 2	
G8	Negra, Chilopa	
G9	Montañera 2, Motañera 3	
G10	Pimpinella, Colorada 2	

No existe una tendencia marcada respecto a la distribución geográfica de los grupos y sus elementos, a excepción del grupo dos (cinco elementos) que proviene principalmente del Distrito de Jesús. Otro aspecto importante, es que en este germoplasma existen hasta tres especies botánicas (Alberto Salas - CIP, comunicación personal), cuyos miembros se distribuyen indistintamente en los grupos: *S. goniocalyx* (Clavelilla y Limeña), *S. tuberosum* subespecie *tuberosum* (Blanca, Shoga y Montañera), *S. phureja* (Colombiana blanca, Colombiana negra, Colorada 2, Negra, Amarilla, Pintada y Oque).

1.3. Análisis de componentes principales (CP)

El número de componentes principales (CP), que expresa la varianza total, es de 31 (Tabla 3). Este número corresponde al número de descriptores involucrados, menos dos descriptores que no mostraron variabilidad (disección de la hoja, pigmentación de anteras). Más del 70% de la variación total se explica hasta el CP 7. Para nuestro análisis, siguiendo la opinión de Cliff citado por Hidalgo (2003), consideramos poner atención en los cuatro primeros componentes.

En la Tabla 4 se presenta la correlación entre las variables originales (31 descriptores) y los cuatro primeros CP. Estos datos indican la contribución relativa de cada descriptor a cada CP. Se considera que cuanto más alto es el valor de la correlación (sin importar el signo), más alta es la contribución del descriptor al CP (Crisci & López, 1983). Es decir, será más eficiente en la discriminación de las OTU o cultivares (Rojas, 2003).

El CP1 que explica el 24.26% de la varianza, está asociado a caracteres de la hoja, flor, baya, color y

Tabla 3. Valores propios y proporción de la varianza explicada en el análisis de componentes principales, en la caracterización de 40 cultivares de papa grupo Phureja de la cuenca del Llaucano y áreas adyacentes.

CP	Valor propio (eingen value)	Proporción de la varianza total Absoluta (%)	Acumulada (%)
1	8.00770464	24.2658	24.2658
2	4.93404996	14.9517	39.2174
3	2.79082208	8.4570	47.6745
4	2.43750479	7.3864	55.0609
5	2.18568350	6.6233	61.6841
6	1.65631022	5.0191	66.7033
7	1.53118734	4.6400	71.3432
8	1.44542084	4.3801	75.7233
9	1.26026493	3.8190	79.5423
10	1.12634186	3.4132	82.9554
11	0.95305565	2.8880	85.8435
12	0.78417158	2.3763	88.2197
13	0.70560953	2.1382	90.3580
14	0.58864942	1.7838	92.1417
15	0.50149997	1.5197	93.6614
16	0.46217950	1.4005	95.0620
17	0.40232806	1.2192	96.2812
18	0.26628012	0.8069	97.0881
19	0.23047212	0.6984	97.7865
20	0.15968827	0.4839	98.2704
21	0.13611609	0.4125	98.6828
22	0.12436801	0.3769	99.0597
23	0.08898468	0.2697	99.3294
24	0.07363899	0.2231	99.5525
25	0.04648079	0.1409	99.6934
26	0.04552515	0.1380	99.8313
27	0.02914599	0.0883	99.9196
28	0.01758985	0.0533	99.9730
29	0.00508703	0.0154	99.9884
30	0.00248744	0.0075	99.9959
31	0.00135160	0.0041	100.00

forma del tubérculo, color predominante de la pulpa, color secundario de la pulpa, distribución del color secundario de la pulpa. El CP2 explica el 14.95% de la varianza y muestra coeficientes altos para caracteres de planta, hoja, color secundario de la flor, distribución del color secundario de la flor, profundidad de ojos y distribución de color secundario del tubérculo. El CP3, explica el 8.45% de la varianza total y está asociado al color secundario externo del tubérculo y distribución del color secundario del brote. Finalmente, el CP4 explica el 7.38% de la varianza y presenta altos coeficientes para color predominante de la flor y distribución del color secundario del tubérculo.

En la Fig. 2 se correlaciona los valores de los dos primeros CP. En esta figura está representado el 39% de la variación total y se forma un gran grupo (círculo grande) constituido por 23 cultivares de origen muy diverso y caracterizados por su mayor precocidad. En este grupo se pueden diferenciar hasta nueve subgrupos por su mayor afinidad morfológica [(25, 39, 4), (2, 21), (13, 6), (14, 12, 32, 22, 24), (36, 10, 28), (26, 33, 7), (40, 5, 1), (29, 3)]. Además, se forman tres grupos menores [(20, 9), (19, 17, 31), (15, 35)], morfológicamente afines. El resto, de cultivares se distribuye indistintamente, como entidades únicas.

En el plano trimensional, con los tres primeros componentes (Fig. 3) que suma el 48% de la variación total, se observan 12 grupos: A la derecha, aunque dispersos, se ubican los cultivares 9, 20, 18, 17, 19 y 31 que se caracterizan por sus hojas grandes, follaje alto, tubérculos redondos, son los más tardíos (probablemente pertenecen a *S. tuberosum* subespecie *andigenum*). Los cultivares 35, 8, 30 y 15, forman grupos de un sólo elemento, cada uno con características inconfundibles en campo, excepto el 8 que posee ciertas características afines con el primer grupo. A la izquierda, parte inferior, se ubica de modo aislado el cultivar 16. Además se observa un grupo, formado por varios subgrupos [(12 y 27), (12 y 14), (2 y 21), (23 y 25)]. En la parte superior izquierda se ubica el grupo formado por los cultivares 34, 37 y 6. El resto forma los siguientes grupos: (7, 26, 33), (10, 28, 36, 1), (3, 29), (4, 39), y (22, 24 y 32). Esta distribución, por un lado indica el poder discriminante de los tres primeros componentes principales y por otro lado, muestra cierta similitud con el agrupamiento del fenograma, a 0.58 de distancia taxonómica (Fig.1). Esta cercanía de los resultados podría ser indicio de los genotipos presentes, que deben confirmarse con el análisis molecular.

1.3. Cultivares perdidos en las últimas dos décadas

No hay consenso entre agricultores, al señalar los cultivares que se han perdido en sus comunidades, en las últimas dos décadas. Esto se explica porque, si bien, algunos cultivares se han perdido en alguna familia o comunidad, están presentes en otras familias o comunidades. Sin embargo, de la triangulación de los datos de los agricultores y considerando el número de cultivares conservados *in situ* actualmente (colectas realizadas), se concluye, que los cultivares probablemente perdidos en el ámbito de estudio son 10: Centro morado, Picusha, Huevo de perdiz, Espelma, Imperial, Bolas de carnero, Baya, Calabaza, Bandeña y Chimbina Colorada. Es decir, hace 20 años se mantenían aproximadamente 48 cultivares. Esto implica una pérdida de 21% de cultivares, a una tasa aproximada de 0.5/año. Esta tasa podría incrementarse en los próximos años, debido a las condiciones socioeconómicas y ambientales prevalescientes en el área de estudio (impacto de la minería y ganadería como actividades económicas principales, migración, incremento del portafolio de actividades del agricultor, escasez de mano de obra, menor capacidad de trabajo de las familias, debilidad del sistema de semillas, sequías).

Debemos reconocer que nuestro estudio tiene una deficiencia que debe ser considerada: Por razones de logística, la colección no fue exhaustiva, sino que se dirigió a los agricultores reconocidos como los más interesados en mantener mayor número de cultivares. Este énfasis, puede haber pasado por alto algunos cultivares mantenidos por otros agricultores menos reconocidos.

El estudio confirma la tendencia de pérdida de estos cultivares, documentada en otros ámbitos. Por ejemplo, de Haan (2009), en ocho comunidades (de cuatro Provincias) de Huancavelica, comprobó la pérdida

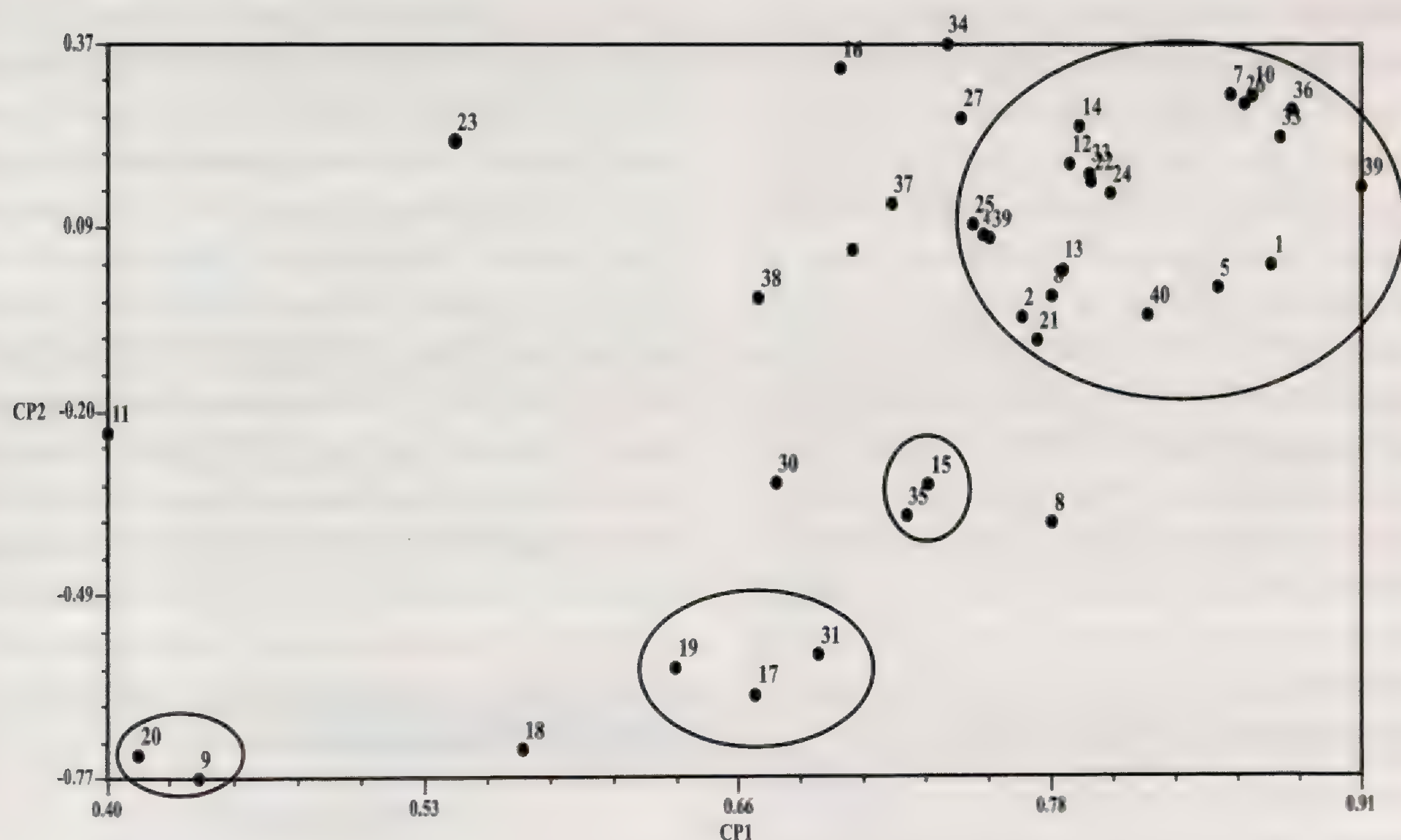


Fig. 2. Distribución de los cultivares del grupo Phureja de la cuenca del Llaucano

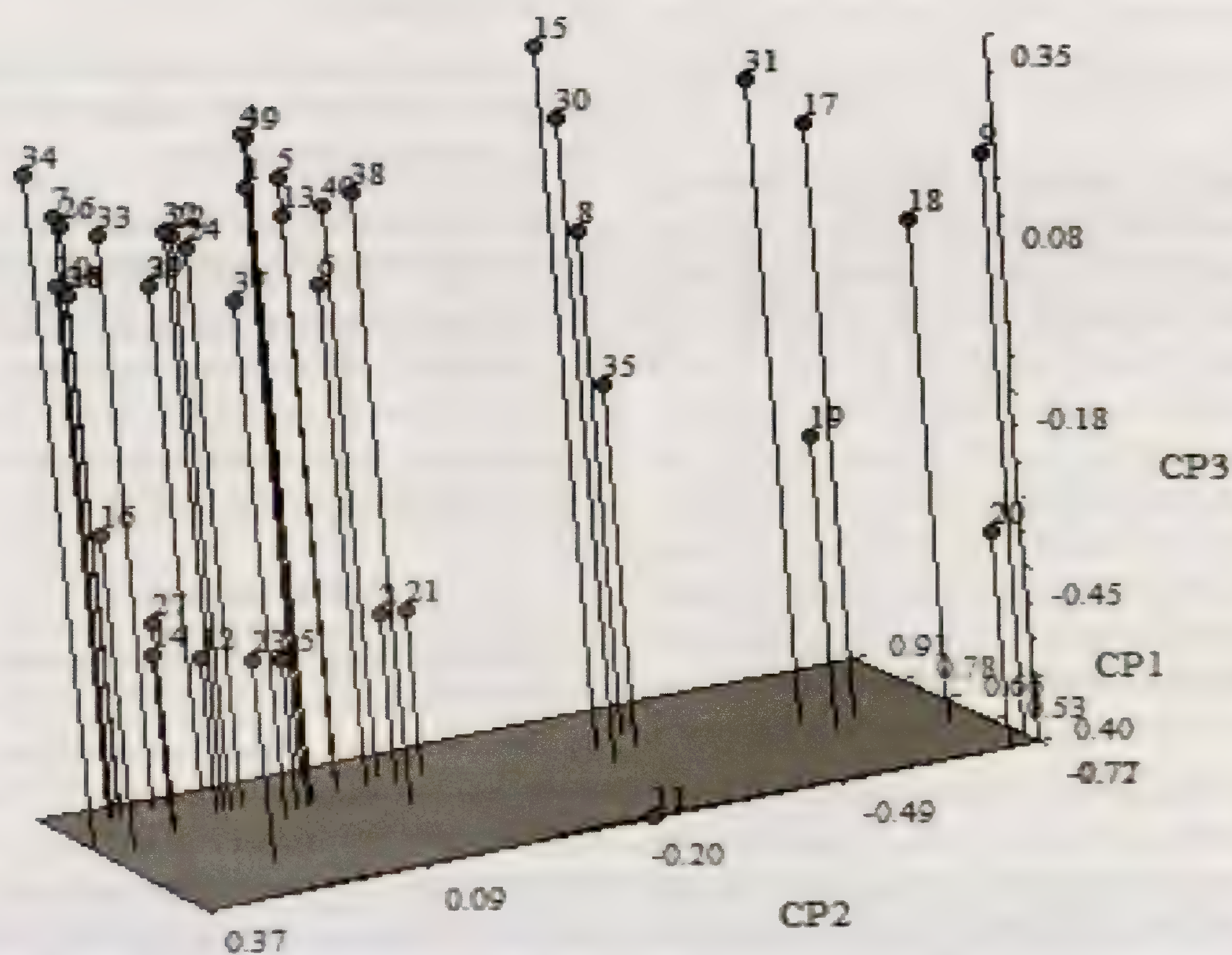


Fig. 3. Distribución de los cultivares en el plano trimensional formado por los tres primeros componentes principales. Los números corresponden a los cultivares de la Tabla 1.

cultivares de *S. phureja* (pero no en las otras especies). El autor en sus conclusiones dice: "*El estudio muestra que los agricultores mantienen todas las especies reportadas previamente para Huancavelica, por Ochoa (2003), excepto S. phureja. La última parece haber sido sujeto de pérdida a nivel regional*". También, se informa de pérdida de cultivares del grupo Phureja en Paucartambo (Zimmerer (1991a, 1991b, Zimmerer 1992) y en Yauyos (de Haan & Thiele 2005). Un antecedente importante es el de Moreno & Valbuena (2006). Los autores indican que en Colombia, entre 1992 y 2006, se registró 5% de erosión en *S. phureja* (y 15% en *S. tuberosum* subespecie *tuberosum*). Bajo este escenario, es necesario estudiar el efecto de los factores biológicos, económicos, sociales y ambientales que tienen mayor repercusión en la conservación de los cultivares del grupo.

Por otro lado, los resultados descritos, sugieren la pauta para una estrategia de conservación *on farm*, apoyada externamente: distribución de pocos cultivares por agricultor, en un espacio relativamente amplio, antes que concentración de cultivares en pocos agricultores.

II. Conservación ex situ de cultivares del grupo Phureja

El grupo de conservacionistas (Tabla 5) mantiene, aproximadamente, 1 880 cultivares nativos, de los cuales, sólo el 4.2 % (79), corresponde a cultivares del grupo Phureja. De este total, la mayoría son duplicados, de modo que, sólo 8 cultivares del grupo (21%): Mulla, Amarilla, Yuquilla, Peruanita, Roja (Colorada), Negra, Clavela, Shoga, Blanca, son mantenidos por los conservacionistas (otros cuatro cultivares, son mantenidos por conservacionistas fuera del ámbito de estudio (Provincia de Celendín): Zapalla, Calabaza, Huevo de Pérdiz. Este resultado indica que el germoplasma del grupo del ámbito de estudio no está conservado eficientemente por los conservacionistas.

De la indagación en instituciones del norte peruano, se comprobó que la Universidad Nacional Pedro Ruíz Gallo de Lambayeque, mantiene una colección de 25 entradas (Ing. Roberto Tirado, comunicación personal), con un número no precisado proveniente del ámbito de estudio. El INIA regional no respondió a la encuesta, pero extraoficialmente se conoce que el número de materiales del grupo es mínimo. No fue posible acceder a la base de datos del CIP, pero de la información publicada conocemos que la colección del grupo Phureja que mantiene en custodia esta institución consta de 170 entradas, de un total de 3 527 accesiones y ocho especies, (Ghislain *et al.* 1999, Ghislain *et al.* 2004). Por otro lado, si tomamos en cuenta las colectas realizadas por Ochoa, entre 1947-1997 (Ochoa 2003), que consisten de 11 mil entradas entre cultivadas nativas y silvestres (que ingresaron taxonómicamente clasificadas) al Banco Mundial de Papa, encontramos que 34 entradas pertenecen a *S. phureja* de la región Cajamarca. De este total, 15 (39.5%) fueron colectadas en el ámbito del presente estudio. En consecuencia, el grupo Phureja no está eficientemente representado en la colección de esta institución.

Conclusiones

1. En la cuenca del Llaucano y áreas adyacentes, se conservan *in situ-on farm* 38 cultivares nativos del grupo de papa Phureja.

2. La mayor parte de los cultivares del grupo, mantenidos *on farm* tienen distribución focalizada, en pocos agricultores y comunidades.

3. La erosión de cultivares del grupo Phureja, en las últimas dos décadas es de aproximadamente 21% (10).

4. El grupo Phureja de la cuenca del Llaucano y áreas adyacentes, está débilmente representado en las colecciones *ex situ* de campesinos conservacionistas de la región (21%), de Universidades (no significativo) y del Centro Internacional de la Papa (39.5%).

Agradecimiento

A Alberto Salas, Investigador Asociado de la División de Conservación y Caracterización de Recursos Genéticos, del Centro Internacional de la Papa, por su apoyo con la identificación de especies. A Miguel Valderrama por su apoyo en el análisis con NTSYS. A Griselda Lay del Centro Internacional de la Papa, por su colaboración con artículos científicos usados en base teórica. A los agricultores que colaboraron en la investigación y facilitaron el germoplasma. A Segundo Cusquisiban por su apoyo en las labores de campo.

Tabla 4. Caracteres con los coeficientes de correlación más altos que contribuyen a los cuatro componentes principales, en la caracterización de 40 cultivares de papa grupo Phureja de la cuenca del Llaucano y áreas adyacentes

Carácter morfológico		Componentes principales			
		CP1	CP2	CP3	CP4
D1	Hábito de crecimiento		0.6315		
D2	Tipo de disección de la hoja	0.7021			
D3	N° foliolos laterales		0.6498		
D5	N° interhojuelas sobre peciolulos	-0.6985			
D8	Grado de floración	0.5303			
D9	Forma corola	0.6505			
D10	Color predominante de flor				-0.5776
D12	Color secundario de flor		0.8778		
D13	Distribución color secundario de flor		0.7862		
D14	Pigmentación de anteras	0.7295			
D15	Pigmentación de pistilo	-0.718			
D16	Color de cáliz	0.6211			
D18	Color de la baya	0.5691			
D23	Color secundario (externo) del tubérculo)			0.61	
D24	Distribución de color secundario del tubérculo				-0.7129
D25	Forma general del tubérculo	0.5681			
D26	Variante de la forma del tubérculo	0.7295			
D27	Profundidad de ojos		0.6232		
D28	Color predominante de la pulpa del tubérculo	0.5268			
D29	Color secundario de la pulpa del tubérculo	-0.7342			
D30	Distribución del color secundario de pulpa del tub.	-0.7524			
D33	Distribución del color secundario del brote			-0.5601	

Tabla 5. Entradas de papa nativa y del grupo Phureja, conservadas por agricultores conservacionistas de la Región Cajamarca.

N°	Nombre	Edad	Provincia, distrito	Centro Poblado/Caserío	Total cultivares[1]	G.Phureja N°	G.Phureja %
1	Juan Huaccha Abanto	45	San Marcos, Pedro Gálvez	Trascorral	200	2	1.0
2	Santos Abanto Moreno	40	San Marcos, Gregorio Pita	Alimarca	90	3	3.3
3	Pedro I.Abanto Moreno	37	San Marcos, Pedro Gálvez	Trascorral	45	3	6.6.
4	Orestes Dávila Cerdán	55	San Marcos, José Sabogal	Agua Blanca	40	1	2.5
5	Termópilo Arévalo Izquierdo	48	Celendín, Sorochuco	CPSan Juan de Rejopampa	90	4	4.4
6	Sergio Rodríguez Culqui	s.d.	Celendín, Sorochuco	Tandayoc	82	s.d	s.d
7	Armando Vergara Terrones	43	Celendín, Huazmín	CP Huangashanga	100	10	10
8	Segundo Daniel Gil Terrones	56	Celendín, Huazmín	El Lirio	83	12	14.5
9	Idelso Garay Mendoza	60	Celendín, Huazmín	El Lirio	65	2	3.0
10	Alindor Díaz Vásquez	63	Cajamarca, La Encañada	Progreso La Toma	45	3	6.6
11	Miguel Riquelme Quispe	62	Cajamarca, La Encañada	El Usnio	45	4	8.8
12	Gumercindo Zelada Aguilar	44	Cajamarca, Encañada	San José, Parte Alta	45	4	8.8
13	José I. Ayay Valdez	60	Cajamarca, Cajamarca	Chilimpampa Baja	75	0	0.0
14	Germán Sangay Llanos	40	Cajamarca, Encañada,	Bellavista Baja, Combayo	35	3	8.5
15	Emilio Huamán Huaripata	37	Cajamarca, Namora:	Campo Alegre, Huanico	295[2]	4	1.3
16	Abel Marín Ríos	50	Cajamarca, Namora,	Campo Alegre, Huanico	180	1	0.5
17	Juan E. Mendoza Tapia	39	Hualgayoc, Bambamarca	CP Bella Andina	15	6	40
18	José Telmo Cabrera Ocas	55	Gregorio Pita, San Marcos	Carbón Alto	80	3	3.8
19	Luis Cabrera Ocas	53	Gregorio Pita, San Marcos	Carbón Alto	180	2	1.1
20	Wilson Pastor Marín	50	Gregorio Pita, San Marcos	Carbón Bajo	50	0	0
Total					**1880**	**79**	**4.2**

[1] El número es aproximado, se basa en las características del tubérculo y los nombres locales, principalmente

[2] Cerca de 120 cultivares son de la región Cajamarca

s.d. = sin dato

Literatura citada

Bellon, M.R. 2001. Demand and supply of crop infraspecific diversity on farms: Towarsd a policy framework foro n-fram conservation. CIMMYT Economics Working Paper 01-01. México, DF.

Bonierbale, M.; W. Amoros; E. Salas; G. Burgos, & M. Cáceres. 2008. Valor añadido y nutricional de la papa nativa. Centro Internacional de la papa, 28 diapositivas en Power Point. Disponible en http://www.patata2008.com/Ponencias%20Congreso/Martes/Ma%C3%B1ana/M.%20Bonierbale.pdf.

Brush, S.B. 1986. Genetic diversity and conservation in traditional farming system. J. Ethnobiol. 6(1): 151-167.

Brush, S.B. 1990. A farmer-based approach to conservation crop germoplasma. Economic Botany 45(2): 153.165.

Burgos, G.; W. Amoros; M. Morote; J. Stagoulis & M. Bonierbale. 2007. Iron and zinc concentration of native andean potato cultivars form a human nutrition perspective. J. Sci. Agric. 87: 668-675.

Crisci, J.V. & M.F. López. 1983 Introducción a la teoría y práctica de la taxonomía numérica. Serie de Biología. Monografía No. 26. Secretaría General de la O.E.A. Programa Regional de Desarrollo Científico y Tecnológico, Washington, D.C. 132 p.

Frison, E.; C. Fowler & L. Smook. 2008. Sostenibilidad de la diversidad y del intercambio de cultivos. Nuevos mecanismos para asegurar el futuro del desarrollo agrícola. Recursos Naturales y Ambiente 53: 9-19.

Ghislain, M.; D. Zhang; D. Fajardo; Z. Huamán & R.J. Hijmans. 1999. Marker-assisted sampling of the cultivated Andean potato *Solanum phureja* collection RAPD markers. Genetic Resources and Crop Evolution 46 547-555.

Ghislain, M.; D. Andrade; F. Rodríguez; Hijmans, R.J. & D.M. Spooner. 2006. Genetic analysis of the cultivated potato *Solanum tubersoum* L. Phureja group using RAPDs and nuclear SSRs. Theor. Appl. Genetic 113: 1515-1527.

Gómez, R. 2006. Descriptores y procedimientos. Guía para las caracterizaciones morfológicas básicas en colecciones de papas nativas. En: R. Estrada, T. Medina y A. Roldan (eds.). Manual para caracterización *in situ* de cultivos nativos. Proyecto conservación *in situ* de los cultivos y sus parientes silvestres, INIA, Lima, Perú. Pp. 26-50.

Hann de, S. & G. Thiele. 2005. *In situ* conservation and potato seed systems *in* the Andes. *In* D.I. Jarvis; R. Sevilla-Panizo; J.L. Chávez-Servia and Hodglin, T. (eds.). Seed systems and crop genetic diversity on farm. IPGRI, Rome Italy. Pp. 126.132

Hann de, S. 2009. Potato diversity at height: Multiple dimentions of farmer-driven *in situ* conservation in the Andes. Ph.D. thesis Wageningen University, The Netherlands. 245 p.

Hawkes, J.G. 1956. Taxonomic studies on the tuber-bearing Solanums. I. *Solanum tuberosum* and the tetraploid species complex. Proc. Linn. Soc. London 166:97-144.

Hidalgo, R. 2003. Variabilidad genética y caracterización de especies vegetales. En: T. Franco y R. Hidalgo (eds.). Análisis estadístico de datos de caracetrización morfológica de recursos fitogenéticos. Boletín Técnico n° 8, IPGRI, Roma, Italia. Pp.2-26.

Huamán, Z. & D.M. Spooner. 2002. Reclassification of landrace population of cultivated potatoes (*Solanum* Sect. *Petota*). American Journal of Botany 89(6): 947-965.

Huamán, Z. 2008. Descriptores morfológicos de la papa (*Solanum tuberosum* L.). Centro de Conservación de la Biodiversidad Agrícola de Tenerife (CCBAT), España. 40 p.

Jarvis, D.I.; L. Myer; H. Klemick; L. Guarino; M . Smale; A. Brown; M. Sadiki; B. Sthapit & T. Hodgkn. 2000. A training guide for *in situ* conservation *on farm*. Version 1. Internactional Plant Genetic Resources Institute, Rome, Italy. 189 p.

Martin, G.J. 2000. Etnobotánica. Manual de métodos. Edit. Norman-Comunidad, Montevideo, Uruguay.

Maxted, N.; B. Ford-Lloyd & J. Hawkes. 1997. Complementary conservation strategies. *In* N. Maxted; B.V. Ford-Lloyd and J.G. Hawkes (eds.). Plant genetic conservation. The *in situ* approach London: Chapman & Hall. Pp. 15-39.

Maxted, N.; L. Guarino; L. Myer & E. Chiwona. 2002. Towards a methology for on-farm conservation of plant genetic resources. Genetic Resources and Crop Evolution 49:31-46.

Moreno, J.D & I. Valbuena. 2006. Colección Central Colombiana de Papa: Riqueza de variabilidad genética para el mejoramiento del cultivo. Revista Innovación y Cambio Vol 4 (4).

Ochoa, C.M. 1990. The potatoes of South America. Bolivia. Cambridge University Press, Cambridge.

Ochoa, C.M. 2003. Las papas del Perú. Base de datos 1947 – 1997. Talleres Gráficos Promotora Lima. Centro Internacional de la Papa. 185 p.

Prance, G.T. 1997. The conservation of botanical diversity. *In* Maxted, N; B.V. Ford-Lloyd and J.G. Hawkes (eds.). Plant genetic conservation. The *in situ* approach. Chapman & Hall, London. Pp. 3-14.

Rojas, W. 2003. Caracterización morfológica de germoplasma. Estudio de casos. Caso1. Análisis de la variabilidad genética en quinua. En: T. Franco y R. Hidalgo (eds.). Análisis estadístico de datos de caracetrización morfológica de recursos fitogenéticos. Boletín Técnico n° 8, IPGRI, Roma, Italia. Pp. 27-39.

UNCED (United Nations Conference on Environment & Development). 1992. Biodiversity Convention. UNCED, Geneva, Italy.

Zimmerer, K.S. 1991a. The biogeography of native potato cultivars in highland Peru. Journal of Biogeography 18: 165.178.

Zimmerer, K.S. 1991b. Labor shortages and crop diversity in the southern Peruvian Serra. Geographical Review Vol 81 (4): 414-432.

Zimmerer, K.S. 1992. The loss and maintenance of native crops in mountain agriculture. GeoJournal 27(1):61-72.

Arnaldoa 18(2): 117 - 124, 2011 ISSN: 1815 - 8242

Sobrevivencia y crecimiento inicial de especies vegetales en el Jardín Botánico de la quinta El Padmi, Zamora Chinchipe

Survival and early growth of plants in the El Padmi Botanical Garden, Zamora Chinchipe

Zhofre Aguirre Mendoza & Néstor León Abad
Universidad Nacional de Loja, ECUADOR *zhofrea@yahoo.es*

Resumen

La silvicultura de especies forestales en la amazonia sur del Ecuador es desconocida, muchas especies se explotan irracionalmente y no se repone el recurso, debido a aspectos como: desconocimiento de su comportamiento silvicultural, escasa tradición forestal y descuido institucional que fomente la formación de riqueza forestal. En el aspecto silvicultural, conocer la sobrevivencia, el crecimiento diamétrico y en altura de los árboles es muy importante, ya que brinda elementos para seleccionar y decidir el uso de especies forestales en actividades de forestación, agroforestería, restauración ecológica y en jardinería. Para conocer estos aspectos en la quinta El Padmi de la Universidad Nacional de Loja en Zamora Chinchipe, se encuentra en experimento el crecimiento y adaptación de especies forestales de alto valor económico. Este artículo presenta la sobrevivencia y las tasas de crecimiento anual en diámetro y altura de 15 especies arbóreas plantadas en la primera fase de implementación del jardín botánico de la quinta El Padmi. El crecimiento diamétrico y en altura anual de las especies corresponde a un periodo de 4 años con un total de 163 individuos. El porcentaje de sobrevivencia promedio de las especies es de 60,36 %. Los resultados demuestran que existen de acuerdo a su crecimiento las especies se agrupan en tres bloques, cuatro con crecimiento inicial rápido, éstas son: *Trichilia* sp. con 3,89 cm/año de diámetro y 2,19 m de altura; *Lafoensia acuminata* con 2,54 cm de diámetro y 1,59 de altura, *Nectandra* sp. con 2,11 m/año de diámetro y 1,45 m/año de altura y *Clarisia racemosa* con 2,52 cm/año de diámetro y 1,11 m/año de altura. Un segundo grupo de dos especies con crecimiento regular, éstas son: *Swietenia macrophylla* y *Vitex cymosa* y un tercer grupo de nueve especies con crecimiento incipiente, que son: *Cedrellinga cataeniformis* con 0,34 cm/año en diámetro y 1,27 m de altura, *Nectandra membranacea* con 0,44 cm/año y 1,98 m/año de altura y *Platymiscium pinnatum* con 0,47 cm/año y 1,20 m/año.

Palabras clave: sobrevivencia, incremento medio anual, especies nativas, usos actuales y potenciales.

Abstract

The silviculture of tree species in the south Ecuador Amazon are unknown, many species are exploited irrationally and this are not replenished, due to issues such as: lack of silvicultural behavior, poor forestry tradition and institutional neglect to promote the formation of forest wealth. To know such things as survival, growth of trees is very important, because it provides elements to select and decide the use of forest species in afforestation, agroforestry, ecological restoration and landscaping. To study these aspects, an experiment was evaluated in the experimental station "El Padmi" of the Universidad Nacional de Loja, Zamora Chinchipe. This experiment is evaluating the growth and adaptation of forest species of high economic value. This article presents the survival and the annual growth in diameter and height of 15 tree species planted in the first phase of implementation of the botanical garden. The height and diameter annual growth were for a period of 4 years. The average survival of the species was 60.4%. The results demonstrate the existence of patterns of growth, for example a group of four species were rapid initial growth in this group are: *Trichilia* sp. (3.89 cm/yr in diameter and 2.19 m in height) *Lafoensia acuminata* with 2.5 in diameter and 1.6 cm high, *Nectandra* sp. with 2.11 m/year in diameter and 1.45 m/year in height and *Clarisia racemosa* to 2.52 cm / yr in diameter and 1.11 m/year in height. A second group showed steady growth, which highlights: *Swietenia macrophylla* and *Vitex cymosa*. Finally a third group of nine emerging-growth species, which are: *Cedrellinga cataeniformis* (0.34 cm/yr in diameter and 1.27 m of high), *Nectandra membranacea* with 0.44 cm/year and 1.98 m/year, and *Platymiscium pinnatum* with 0.47 cm / year and 1.20 m / year.

Key words: survival, annual increase, native species, forest tree, Ecuador.

Introducción

Los bosques húmedos tropicales en la región sur del Ecuador poseen gran diversidad de recursos florísticos, donde destacan especies maderables, medicinales, ornamentales como orquídeas y bromelias que aportan a la megadiversidad del país (Aguirre & Maldonado 2004, Aguirre 2008).

Esta gran diversidad de recursos ha sido utilizada ancestralmente dando morada, medicina y alimento a las etnias shuar y colonos que habitan y dependen de ellos. Desde el punto de vista ecológico, la presencia de bosque soporta las cadenas tróficas, realiza la captación y regulación de agua, regula el clima, etc. Pero debido a procesos antrópicos como: ampliación de la frontera agrícola y pecuaria, explotación irracional de madera para satisfacer la demanda de los mercados nacionales y mundiales, incendios, minería desordenada, construcción de carreteras, han provocado una marcada deforestación y por ende la pérdida de los diferentes componentes de la biodiversidad y de las funciones como ecosistema.

Existen especies forestales en la amazonía sur que se han explotado irracionalmente, a tal punto que sus poblaciones han disminuido drásticamente, colocándose en estado de extinción local. Frente a esto los explotadores de la madera: nativos y colonos, no han hecho nada para recuperar estos recursos vegetales, entre las especies que más se explotan, se citan: seique *Cedrelinga cateniformis*, caoba *Swietenia macrophylla*, copal *Dacryodes peruviana*, porotillo *Tabebuia chrysantha*, yumbingue *Terminalia amazonia*, *T. ablonga*, guararo *Lafoensia acuminata*, cedro *Cedrela odorata*, etc, de las cuales no se ha investigado y, la información disponible sobre su silvicultura y respuesta a las condiciones climáticas y edáficas es muy escasa (Aguirre 2008).

El crecimiento inicial de las especies vegetales esta influenciado por varios factores, como: la humedad, temperatura, condiciones físico-químicas de suelos. Para Lamprech (1999) las condiciones locales de insolación es el factor más influyente. Desde esta consideración las especies se agrupan en tres grupos, de acuerdo a sus requerimiento de luz: especies arbóreas de luz o heliófitas, que requieren de plena insolación durante toda su vida; especies arbóreas esciófitas, que se regeneran a la sombra del bosque y poseen la capacidad de efectuar allí todo su desarrollo o requieren de sombra al menos en su juventud y las especies parcialmente tolerantes a la sombra o hemisciófitas, también conocidas como oportunistas o nómadas, éstas son capaces de regenerarse tanto a la luz como a la sombra, pero a una edad temprana requieren plena luz (Lamprech, 1999).

Ante esta realidad, la Universidad Nacional de Loja como la principal institución de educación superior e investigación en la región sur del Ecuador, dentro de sus programas de investigación formal, ejecuta desde algunos años atrás, la iniciativa de conservar *ex situ* de especies maderables y no maderables de los ecosistemas amazónicos, cuyo propósito fundamental es la generación de información para el manejo de las especies vegetales con usos actúales y potenciales.

Por esta razón, y como estrategia de trabajo se planificó la implementación de un centro de conservación (Jardín Botánico), que se inició en el año 2005, en el cual siguiendo metodologías y procesos técnicos se colectan datos sobre la silvicultura, sobrevivencia y crecimiento inicial de 15 especies vegetales. Estas experiencias permitirán generar información útil para orientar acciones de manejo y reforestación que impulsan instituciones públicas y ONG´s en la amazonia ecuatoriana. Este proceso investigativo está orientado por los siguientes objetivos.

• Determinar la sobrevivencia y adaptación preliminar de las especies vegetales sembradas en el año 2005 en el Jardín Botánico de la quinta El Padmi.

• Determinar el crecimiento medio anual de las diferentes especies vegetales sembradas en el JB.

Materiales y métodos

Características generales del área de investigación

El área de investigación está ubicada en la quinta El Padmi de la Universidad Nacional de Loja, a 5 km al norte de la unión de los ríos Zamora y Nangaritza en la

Parroquia Los Encuentros, en el Cantón El Pangui de la Provincia de Zamora Chinchipe. La carretera Yantzatza-Gualaquiza, atraviesa la finca de sur a norte. La estación está a 68 km desde la ciudad de Zamora (Universidad Nacional de Loja, 2002).

Los terrenos de la quinta se ubican entre 725 a 1150 m s.n.m., están cubiertos por potreros y árboles de sombra cultivados entre el borde del Río Zamora en la parte aluvial y en las pequeñas lomas remanentes de bosque aluvial. En las laderas altas existen bosques naturales intervenidos por la extracción de especies maderables (Cerón *et al.* 2003).

La temperatura media anual es de 23°C, la precipitación anual de 1978 mm, el mes más lluvioso es marzo con 226 mm y el más seco octubre con 132 mm. Según la clasificación climatológica de Cañadas (1983), el clima de la zona corresponde a la transición entre tropical subhúmedo y tropicial húmedo. La zona de vida según Holdridge corresponde a la transición entre bosque muy húmedo premontano (hh-PM) y bosque húmedo tropical (bh-T) (Universidad Nacional de Loja, 2002). Los territorios de la finca pertenecen a la formación vegetal de bosque siempre verde premontano (Sierra *et al.* 1999).

La fisiografía de la finca en su conjunto es altamente representativa del corredor fluvial Zamora-Nangaritza, conformado por valles estrechos, laderas y montañas. Se distinguen tres formas de terreno: la primera corresponde a la parte plana aluvial reciente, con pendiente entre 0-5 %; la segunda es la parte media ondulada e inclinada, con pendientes de 6-15 % y la tercera zona son las laderas escarpadas y muy escarpadas con pendientes sobre el 30 % (Universidad Nacional de Loja, 2002).

Existen dos tipos de suelos en la estación: los suelos más jóvenes – Entisoles – que se ubican en las partes planas y bajas; y los suelos de meteorización intermedia – Inceptisoles - que aparecen en el coluvión que corresponde a las áreas inclinadas y moderadamente escarpadas (Universidad Nacional de Loja, 2002).

· *Características del Ensayo*

El área del ensayo es un sitio plano, el suelo es muy pedregoso, por la mitad atraviesa una quebrada con agua permanente, la profundidad del suelo es de 15 a 20 cm, con abundantes raíces de vegetación arbórea viva y tocones de árboles viejos caídos y/o explotados.

Se sembraron 15 especies vegetales en enero del 2005, en total 270 plántulas. Las plántulas fueron producidas en los viveros de PREDESUR, Municipio de El Pangui y se complementaron con la recolección de regeneración natural. Las plántulas sembradas tuvieron en promedio alturas de 45 cm y 8 meses de edad para aquellas producidas en los viveros. Las plántulas se sembraron en bloques de 18 individuos de cada especie en hileras a una distancia de plantación de 4 x 4 m y, en hoyos de tamaño de 40 x 40 x 40 cm.

Al final del primer año (12 meses) se contabilizó todas las plántulas que habían prendido y aquellas que habían muerto, que permitió analizar la sobrevivencia de las especies sembradas.

En julio del 2009 se realizó la medición, que permitió conocer la sobrevivencia de las especies para este periodo de tiempo. Además, se han realizado observaciones de síntomas de marchites y mortalidad de los individuos.

Para determinar el incremento medio anual se usó los datos iníciales y finales de las variables medidas: Diámetro y Altura en cada individuo de las 15 especies sembradas. El diámetro fue medido en cada plántula a 60 cm de altura del tallo y la altura con una vareta de madera.

Con los datos promedios obtenidos en el último periodo (datos finales) y los resultados del primer año (datos iniciales) mediante la diferencia de los valores de las variables entre periodos, se determinó el incremento medio anual en altura y diámetro de cada especie. La fórmula que se usó para el cálculo del incremento anual de las especies fue:

IMA = crecimiento final – crecimiento inicial/ periodo en años de observación

Características de las especies

De las especies usadas para el ensayo, 4 son heliófitas, 2 hemieliófitas y 9 especies esciófitas. En la Tabla 1 se presentan las especies con información relevante.

Tabla 1. Especies vegetales usadas en el ensayo de adaptación de especies en el jardín botánico de la quinta El Padmi. Tipo de especie: H = Especies Heliófilas (pioneras o tolerantes a la luz); Hh = Especies hemieliófitas o hemiesciófitas durables (secundarias) y Es = Especies esciófitas totales (climáx, primarias, sensibles a la luz)

Especie	Nombre local	Familia	Grupo de Especies	Origen de las plántulas	Criterios de Selección
Annona muricata L.	guanábana	Annonaceae	H	Vivero Predesur	F
Lafoensia acuminata D. C.	guararo	Lythraceae	Es	Regeneración natural	M
Platymiscium pinnatum (Jacq.) Dugand	almendro	Fabaceae	Es	Vivero El Coca	M
Nectandra membranacea (Sw.) Griseb.		Lauraceae	Es	Regeneración natural	M
Cedrellinga cateniformis (Ducke) Ducke	seique	Mimosaceae	Es	Regeneración natural Vivero Macas	M
Clarisia racemosa R. & P.	pituca	Moraceae	Es		M
Swietenia macrophylla G. King	caoba	Meliaceae	Es	Vivero El Coca	M
Vitex cymosa Bert.	guayacán pechiche	Verbenaceae	H	Vivero El Coca	M
Nectandra sp.		Lauraceae	Es	Regeneración natural	M
Borojoa patinoi Cuatrec.	borojó	Rubiaceae	Hh	Vivero El Coca	F
Trichilia sp.	macairo	Meliaceae	Es	Regeneración natural	M
Bactris gasipaes Kunth	chonta dura	Arecaceae	H	Regeneración natural	F
Tabebuia chrysantha (Jacq.) G.Nicholson	guayacán	Bignoniaceae	H	Vivero Macas, Coca	M
Eugenia stipitata Mac. Vaugh	arazá	Myrtaceae	Hh	Vivero El Coca	F
Dacryodes peruviana (Loes) Lam.	copal	Burseraceae	Es	Vivero El Coca	M

Resultados

Sobrevivencia de las especies sembradas

La sobrevivencia fue de 60,4 %, que es buena, considerando las condiciones iniciales del experimento, que es un terreno pedregoso, superficial y con facilidades de entrada de ganado bovino. En la Tabla 2 se observa los resultados de la sobrevivencia de cada una de las especies sembradas. Y, en la figura 1 una panorámica del jardín botánico ya establecido con las especies sobrevivientes.

El guararo *Lafoensia acuminata* y almendro *Platymiscium pinnatum* son las especies con mejor porcentaje de sobrevivencia, éstas plantas están sembradas en el centro del área del experimento y estuvieron protegidos del viento y animales. La menor sobrevivencia presenta el copal *Dacryodes peruviana* y arazá *Eugenia stipitata*. En el caso del copal es una especie esciófita que necesita de sombra inicial para crecer y, el arazá estuvo sembrada en un sitio con mucha humedad del suelo lo que influyó para su mortalidad.

Tabla 2. Sobrevivencia de las especies vegetales sembradas en el jardín botánico de la finca El Padmi

Especies	Plantas			Sobrevivencia %
	Sembradas	Muertas	Sobrevivientes	
Annona muricata L.	18	4	14	77,8
Lafoensia acuminata D. C.	18	1	17	94,4
Platymiscium pinnatum (Jacq.) Dugand	18	1	17	94,4
Nectandra membranacea (Sw.) Griseb.	18	2	16	88,9
Cedrelinga cateniformis (Ducke) Ducke	18	5	13	72,2
Clarisia racemosa R. & P.	18	5	13	72,2
Swietenia macrophylla G. King	18	6	12	66,7
Vitex cymosa Bert.	18	6	12	66,7
Nectandra sp.	18	7	11	61,1
Borojoa patinoi Cuatrec	18	9	9	50,0
Trichilia sp.	18	10	8	44,4
Bactris gasipaes Kunth	18	12	6	33,3
Tabebuia chrysantha (Jacq.) G.Nicholson	18	12	6	33,3
Eugenia stipitata Mac. Vaugh	18	13	5	27,8
Dacryodes peruviana (Loes) Lam.	18	14	4	22,2
Total	**270**	**107**	**163**	

Las restantes 11 especies presentan sobrevivencias intermedias. Es de indicar, que para completar la colección las plantas que murieron fueron resembradas en una ocasión.

La especie que impresionó en su prendimiento inicial fue la caoba *Swietenia macrophylla*, que alcanzó sobrevivencia superiores al 66 %, sin embargo, luego fue afectada por *Hypsiphylla grandella*, también influyó el lugar donde fue sembrada, que es un sitio muy pedregoso.

Incremento Medio Anual del periodo 2005-2009.

El incremento medio anual de las especies en el periodo evaluado es variable y depende de las especies y, releva datos muy importantes del comportamiento silvicultural de cada una de ellas en condiciones *ex situ*.

Se puede diferenciar tres grupos de especies, según su incremento medio anual, el uno formado por la chonta dura *Bactris gasipaes*, borojo *Borojoa patinoi* y *Tabebuia crysantha* que crecen muy incipientemente tanto en altura y diámetro. Mientras, que otro extremo esta dada por *Nectandra membranacea, Trichilia* sp., *Lafoensia acuminata* que crecen excelente. Y el tercer grupo, esta formado por las restantes 9 especies, cuyo crecimiento es intermedio (obsérvese figuras 2 y 3).

En la Tabla 3 se muestra el incremento medio anual en altura y diámetro de cada una de las especies en observación.

Analizando el comportamiento del crecimiento en diámetro y altura se determina que existen tres grupos de especies: un grupo con *Trichillia* sp., *Lafoensia acuminata*, *Clarisia racemosa* y *Nectandra* sp., que tienen los mayores incrementos anuales tanto en diámetro y altura, su crecimiento se puede considerar extraordinario. El segundo grupo de especies lo conforman *Swietenia macrophylla* y *Vitex cymosa*, con incrementos intermedios según los valores. Y un tercer grupo con crecimientos malos, conformado por 9 especies donde *Cedrellinga cataeniformis* (0,34 cm/año) y *Eugenia stipitata* (0,88 cm/año) son las especies con incrementos muy incipientes.

Un aspecto importante que resaltar, es que luego de este ensayo, se reconoce que el araza *Eugenia stipitata*, borojo *Borojoa patinoi* y chonta dura *Bactris gasipaes*, no soportan el anegamiento de agua, prefieren suelos bien drenados.



Fig. 1. Panorámica del jardín botánico en la finca El Padmi

Tabla 3. Incremento medio anual en altura y diámetro de las 15 especies sembradas en el jardín botánico en El Padmi. Ds = Desviación estándar; Ee = Error estándar

	Crecimiento en Diámetro (cm)			Crecimiento en Altura (m)		
Especies	Promedio	DS	Ee	Promedio	DS	Ee
Annona muricata	0,84	0,32	0,08	1,18	0,45	0,12
Bactris gasipaes	0,57	0,12	0,05	0,11	0,03	0,01
Borojoa patinoi	0,51	0,21	0,07	0,27	0,13	0,04
Cedrelinga cateniformis	0,34	0,17	0,05	1,27	0,59	0,16
Clarisia racemosa	2,52	0,61	0,17	1,11	0,32	0,09
Dacryodes peruviana	0,70	0,48	0,24	0,56	0,05	0,02
Eugenia stipitata	0,88	0,11	0,05	0,32	0,10	0,05
Lafoensia acuminata	2,54	1,19	0,29	1,59	0,50	0,12
Nectandra membranacea	0,44	0,25	0,06	1,98	0,83	0,21
Nectandra sp.	2,11	1,01	0,30	1,45	0,69	0,21
Platymiscium pinnatum	0,47	0,27	0,07	1,20	0,54	0,13
Swietenia macrophylla	1,39	0,67	0,19	0,87	0,51	0,15
Tabebuia chrysantha	0,65	0,40	0,16	0,36	0,27	0,11
Trichilia sp.	3,89	0,50	0,18	2,19	0,40	0,14
Vitex cymosa	1,46	0,45	0,13	1,22	0,16	0,05

Discusión

La sobrevivencia de las especies demuestra la adaptabilidad preliminar de las plantas al sitio y sus condiciones de clima y suelo, observándose que las especies que tuvieron mayor sobrevivencia fueron guararo, *Lafoensia acuminata*; *Platymiscium pinnatum* y *Nectandra membranacea*, que son especies esciófitas, esto es llamativo, ya que éstas por lo general no soportan lugares abiertos, pero como estuvieron sembradas en el centro del experimento, recibieron influencia de los árboles grandes dejados en pie; comportamiento a considerar en programas futuros relacionados con plantaciones forestales a gran escala.

Las especies con bajo porcentaje de sobrevivencia son la chonta dura *Bactris gasipaes* guayacán *Tabebuia chrysantha*, arazá *Eugenia stipitata* y copal *Dacryodes peruviana*. Para la chonta, guayacán y copal, se justifica, ya que son especies de bosque maduro y su crecimiento inicial y sobrevivencia son conflictivos, al sembrarse a campo abierto. El arazá *Eugenia stipitata* es una especie que funciona muy bien a campo abierto, pero en este ensayo fue sembrada en lugares son exceso de humedad, posiblemente esta es la causa para su baja sobrevivencia.

El resto de especies presentan una sobreviviencia intermedia con rangos entre 50 a 62 %, que es un efecto de la presencia de ganado bobino que pisotearon y ramonearon, produciendo pérdida de algunas plántulas. Otros factores que contribuyeron en el porcentaje de sobrevivencia fueron el ataque de hormigas y la competencia de malas hierbas.

La diferencia entre los incremento medio anual en diámetro y altura de las 15 especies es muy marcado entre las especies. Se diferencian tres patrones de crecimiento, el primero donde se agrupan la mayor cantidad de individuos es el que menos crecimiento alcanzó, cuyos valores fluctúan entre 0,34 a 0, 88 cm/ año para el caso del diámetro. El incremento medio anual menos significante fue para la chonta dura *Bactris gasipaes* y *Eugenia stipitata* tanto en diámetro y altura. No existen datos de crecimiento de estas especies para comparar. Por esta razón, los resultados de esta investigación son muy importantes como datos iniciales, que permiten visualizar cuales son las especies con mayor potencialidad de usos para plantaciones forestales y sistemas agroforestales.

El incremento medio anual en diámetro y altura que se reporta para la guanábana *Annona muricata* es muy importante, tratándose de una especie frutal con un uso actual sobresaliente, sus frutos son muy apetecidos en la industria de los helados y jugos. Esta especie debe ser potenciada y difundida para proyectos de agroforestería en la amazonia sur del Ecuador.

El incremento medio anual en diámetro y altura de las especies maderables y frutales es muy variable,

situación que es corroborado por Veillon (1985) que manifiesta que el crecimiento de las especies presenta una variedad de casos y que no hay una regla general y, depende de la especie y de las condiciones de sitio. Frecuentemente el crecimiento es menor en la primera fase de las plantas, debido a que sufren estrés durante la adaptación y prendimiento en el lugar definitivo, para luego empezar su normal desarrollo.

En el experimento se observaron algunas situaciones especiales que son muy importante para decisiones forestales, el caso es que algunas plántulas crecen excepcionalmente durante los seis primeros meses de plantación, luego su crecimiento se detiene por completo, incluso las plántulas mueren, como fue el caso de la caoba *Swietenia macrophyla*. En el caso de *Bactris gasipaes* y *Eugenia stipitata*, las plantas

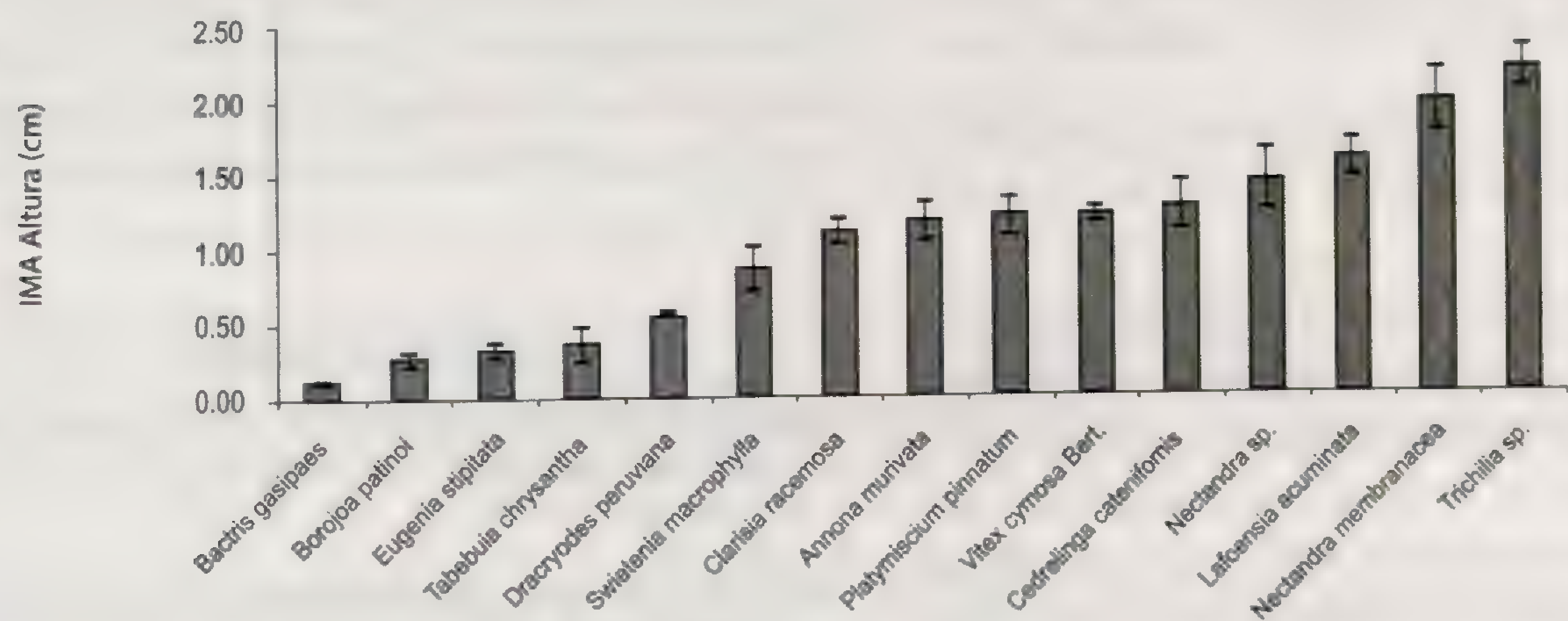


Figura 2. Incremento medio anual de la altura de las especies evaluadas. Las barras representan el error estándar.

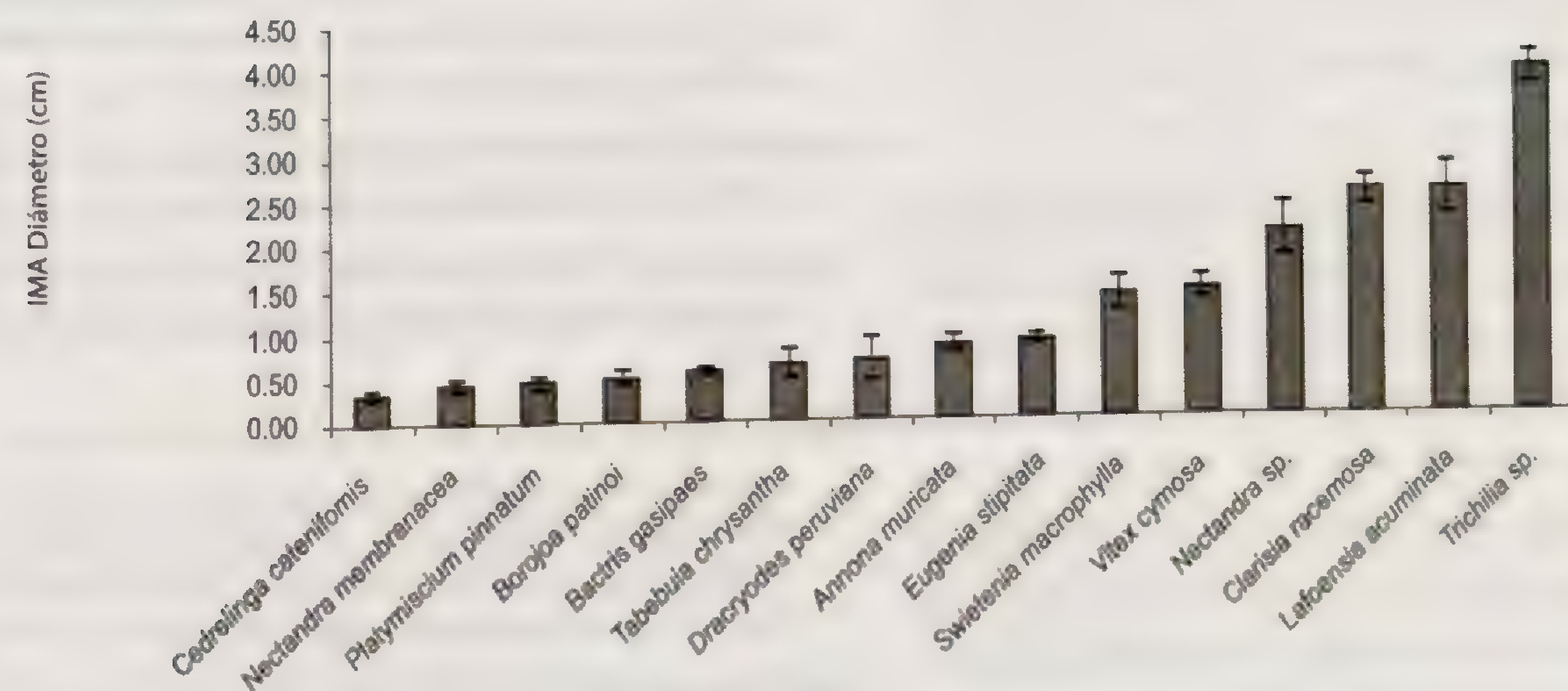


Figura 3. Incremento medio anual del diámetro de las especies evaluadas. Las barras representan el error estándar

empezaron a morir prematuramente y tuvieron bajo crecimiento anual, posiblemente se deba a que el lugar donde fueron sembradas es muy pantanoso y estas especies prefieren suelos más drenados.

Conclusiones

La sobrevivencia de la mayoría de especies maderables sembradas en la primera fase del jardín botánico, es aceptable, esto significa que se han adaptado a las condiciones físico climático y edáfico del lugar.

Las especies de mayor crecimiento en diámetro y altura son especies maderables: *Trichilia* sp., *Nectandra* sp. *Clarisia racemosa, Lafoensia acuminata* y *Vitex cymosa*. Estas especies se han constituido en los árboles dominantes en el jardín botánico y pueden recomendarse para programas de reforestación en la amazonía sur, considerándose su valía como árboles de interés comercial y desde el punto de vista ecológico son especies esciófitas, muy difíciles de adaptarlas fuera del bosques, pero los resultados en esta investigación sugieren que es posible su plantación en condiciones *ex situ*.

Las especies frutales *Bactris gasipaes* y *Eugenia stipitata*, presentan crecimiento deficiente, al parecer el sitio donde se plantaron no son los adecuados e influyeron para su estado actual, será necesario continuar con las observaciones para una conclusión más definitiva. Pero, de primera instancia se conoce que no soportan las condiciones de excesiva humedad y suelos pedregosos y prefieren suelos profundos y libres de piedras.

Los datos de sobrevivencia e incremento medio anual de las especies ensayadas en esta primera etapa, demuestran que es posible impulsar la formación de recursos forestales, sea mediante reforestaciones masivas o en sistemas agroforestales, usando especies valiosas comercialmente, que por lo general solo se cosechan y, que es cuestión de motivación para que los propietarios e instituciones se involucren en acciones concretas de fomento de riqueza forestal. Además, de lograr el cambio hacia una cultura de siembra de especies forestales y la población local deje de ser solo cosechadora.

El incremento en diámetro y altura del conjunto de especies maderables no difiere, esto se observa en la fisonomía del rodal que presenta características de bosque coetáneo. No así las especies frutales, donde si se observan diferencias en el crecimiento en altura y diámetro.

Agradecimiento

Dejamos constancia del agradecimiento al Doctor Max González, impulsor incansable de la investigación en la Universidad Nacional de Loja. A los trabajadores de la quinta El Padmi que han apoyado con el mantenimiento de esta sección universitaria.

Literatura citada

Aguirre, Z. 2008. Diversidad florística de la Provincia de Zamora Chinchipe. Naturaleza y Desarrollo Agrario. Loja, Ecuador. 1:1: 71-80.

Aguirre, Z. & N. Maldonado. 2004. Ecosistemas, Biodiversidad, Etnias y Cultura de la Región Amazónica Ecuatoriana. Universidad Nacional de Loja. Loja, Ecuador. 162 p.

Castillo, E. 2007. Diseño e Implementación de un Jardín Botánico Forestal En la Estación Experimental El Padmi, Provincia de Zamora Chinchipe. Loja, Ecuador. 123 p.

Cerón, C.; Z. Aguirre; B. Merino & C. Reyes. 2003. Leñosas frecuentes en la Estación Experimental El Padmi de la Universidad Nacional de Loja. Herbario LOJA No. 10. Loja, Ecuador. p 3-15.

Veillon, J. P. 1985. El Crecimiento de Algunos Bosque Naturales de Venezuela en relación con los Parámetros del Medio Ambiente. Revista Forestal Venezolana p 19.

Aguirre, Z. 2006. Principales familias de árboles, arbustos y hierbas del sur del Ecuador. Loja, Ec, 52 p,

Jørgensen, P. & S. León 1999. Catalogue of vascular plants of Ecuador, Missouri Botanical Garden Press, St, Louis, U.S.A. 900 p.

Sierra, R.; C. Cerón; W. Palacios & R. Valencia. 1999. Criterios para la clasificación de la vegetación del Ecuador. En Propuesta preliminar de un sistema de clasificación de vegetación para el Ecuador continental, editado por R. Sierra. Quito: Proyecto INEFAN/GEF-BIRF y EcoCiencia.

Universidad Nacional de Loja. 2002. Programa de formación e investigación en Agroforestería del Trópico Húmedo con énfasis en el desarrollo sustentable de la amazonía ecuatoriana. UNL. Loja, Ecuador. 58 p.

Arnaldoa 18(2): 125 - 144, 2011 ISSN: 1815 - 8242

Novedades sobre la vegetación del Departamento de Arequipa (Perú)

Novelties in the vegetation of the Arequipa Department (Peru)

Antonio Galán de Mera
Laboratorio de Botánica, Facultad de Farmacia, Universidad San Pablo-CEU, apartado 67, 28660- Boadilla del Monte, Madrid, ESPAÑA, *agalmer@ceu.es*

Eliana Linares Perea
Estudios Fitogeográficos del Perú, Herbario AQP, Sánchez Cerro 219, Manuel Prado, Paucarpata, Arequipa, PERÚ, *elialinper@hotmail.com*

José Campos de la Cruz
Museo de Historia Natural, Universidad Nacional Mayor de San Marcos, apartado 140434, Lima 14, PERÚ, *joricampos@yahoo.es*

Carlos Trujillo Vera
Escuela de Geografía, Facultad de Ciencias Histórico Sociales, Universidad Nacional de San Agustín, Arequipa, PERÚ, *ctrujillovera@yahoo.com*

Francisco Villasante Benavides
Departamento de Biología, Facultad de Ciencias Biológicas y Agropecuarias, Universidad Nacional de San Agustín, Arequipa, PERÚ, *fvillabe@gmail.com*

José Alfredo Vicente Orellana
Laboratorio de Botánica, Facultad de Farmacia, Universidad San Pablo-CEU, apartado 67, 28660- Boadilla del Monte, Madrid, ESPAÑA, *avicore@ceu.es*

Resumen

En el presente trabajo, damos a conocer algunas novedades fitosociológicas interesantes para la interpretación de la biodiversidad y el paisaje del Departamento de Arequipa, en el SW del Perú. Como resultado del trabajo de campo, describimos 6 nuevas asociaciones y 8 subasociaciones, ordenadas por pisos bioclimáticos y formaciones vegetales: piso termotropical—comunidades de Cactáceas (*Neoraimondio arequipensis-Browningietum viridis, Armatocereo riomajensis-Neoraimondietum arequipensis, Weberbauerocereo rauhii-Browningietum candelaris larreetosum divaricatae*), arbustedas y pastizales sobre suelos salinos (*Lycio distichum-Baccharidetum uniflorae, Distichlietum humilis, schoenoplectetosum olneyii*)—, piso mesotropical—matorrales (*Balbisio weberbaueri-Ambrosietum artemisioidis*)—, piso supratropical—arbustedas sobre suelos profundos (*Dunalio spinosae-Baccharidetum latifoliae, dodonaeetosum viscosae, echinopsietosum cuzcoensis, adesmietosum verrucosae*)—, y piso orotropical—matorrales ("tolares")(*Senecio nutantis-Parastrephietum quadrangularis*) y pastizales ("pajonal-tolares") (*Parastrephio quadrangularis-Festucetum dolichophyllae, agrostietosum gelidae, festucetosum orthophyllae, Parastrephio lucidae-Festucetum orthophyllae deyeuxietosum cabrerae*)—. Además, se comenta la distribución de la vegetación de turberas (*Sisyrincho tinctorii-Plantaginetum australis*) y saladares (clase *Distichlio humilis-Anthobryetea triandri*) en el SW del Perú.
Palabras Clave: Vegetación, Fitosociología, Arequipa, Perú.

Abstract

In this work, we present some phytosociological interesting novelties for biodiversity and landscape interpretation of the Arequipa department in Southwestern Peru. As a result of our field work, we describe 6 new associations and 8 sub-associations arranged according to bioclimatic belts and plant communities: Thermotropical belt –Cactus plant communities (*Neoraimondio arequipensis-Browningietum viridis, Armatocereo riomajensis-Neoraimondietum arequipensis, Weberbauerocereo rauhii-Browningietum candelaris larreetosum divaricatae*), shrublands and grasslands on salty soils (*Lycio distichum-Baccharidetum uniflorae, Distichlietum humilis, schoenoplectetosum olneyii*)—, mesotropical belt—scrubs (*Balbisio weberbaueri-Ambrosietum artemisioidis*)—, supratropical belt—shrublands on deep soils (*Dunalio spinosae-Baccharidetum latifoliae, dodonaeetosum viscosae, echinopsietosum cuzcoensis, adesmietosum verrucosae*)—, and orotropical belt–scrubs ("tolares")(*Senecio nutantis-Parastrephietum quadrangularis*), and grasslands ("pajonal-tolares") (*Parastrephio quadrangularis-Festucetum dolichophyllae,*

agrostietosum gelidae, festucetosum orthophyllae, Parastrephio lucidae-Festucetum orthophyllae deyeuxietosum cabrerae)—. The distribution of peat bogs vegetation (*Sisyrincho tinctorii-Plantaginetum australis*), and plant communities on salty soils (*Distichlio humilis-Anthobryetea triandri* class) in Southwestern Peru are also commented.

Key Words: Vegetation, Phytosociology, Arequipa, Peru.

Introducción

El Departamento peruano de Arequipa se sitúa entre los 14°60' y 17°30'S y los 71° y 75°W. El rasgo más destacado de su relieve es el vulcanismo terciario y cuaternario (Lissón, 1980) con grandes altitudes- Ampato (6288 m), Chila (5655 m), Coropuna (6305 m), Culluncuya (5556 m), Firula (5498 m), Huachuhunca (5315 m), Huajrahuire (5438 m), Huarancante (5114 m), Misti (5822 m), Pichu-Pichu (5415 m), Sabancaya (5976 m) y Solimana (6093 m)- y valles muy profundos (Colca, Cotahuasi), un clima muy árido al occidente, originado por la sombra de lluvias de estas altitudes y por la influencia de la corriente fría de Humboldt (Galán de Mera *et al.*, 1997), la presencia de glaciares en forma de casquete a grandes altitudes (Graham, 2009), y una acción antrópica que se refleja en la ganadería extensiva y en un uso agrícola del suelo ancestral sustentado en los "ayllus" (unidad básica de población pre-hispánica) y, posteriormente en las poblaciones de estructura española (Murra, 2009; Galán de Mera *et al.*, 2011a).

La vegetación del occidente del Departamento se puede sintetizar con la de las lomas costaneras del Desierto Pacífico (250-1000 m de altitud), las formaciones de Cactáceas columnares (1500-3100 m), arbustedas y matorrales (3100-3800 m), pajonales de la puna (3800-4800 m) y las comunidades ligadas a la geomorfología periglacial (> 4800 m), que en realidad son las formaciones vegetales de todo el occidente peruano (Weberbauer, 1912, 1945). A ellas hay que añadir las arbustedas y pajonales de las zonas más húmedas (Ferreyra, 1987).

En algunos trabajos anteriores (Galán de Mera *et al.*, 2002, 2003, 2009, 2011a, 2011b) hemos descrito las principales asociaciones que se pueden deducir de estas formaciones vegetales del Departamento de Arequipa. En esta ocasión abordamos algunas asociaciones nuevas y datos acerca de la variabilidad de otras ya descritas de acuerdo con los rasgos del clima y la geología del territorio.

Material y métodos

El estudio de la vegetación

Para la descripción de las asociaciones y sus unidades sintaxonómicas superiores hemos utilizado el método fitosociológico de Braun-Blanquet (1932), puesto que permite sintetizar en distintas localidades flora y caracteres ecológicos, como litología, suelos y clima, y construir tablas de inventarios comparables con las ya publicadas de otras regiones. A parte de los trabajos publicados recientemente por nosotros, éste sigue la línea de investigación de la vegetación seguida por otros autores en América del Sur [Rangel *et al.*, 1997 (Colombia); Luebert & Gajardo, 2005 (Chile); Navarro & Maldonado, 2005 (Bolivia); Cuello Alvarado, 2010 (Venezuela)].

Nomenclatura y colecciones

La nomenclatura y autoría de los taxones citados en el texto y las tablas coinciden con Brako & Zarucchi (1993), actualizadas con la base de datos Trópicos (2011); las de los sintáxones siguen el Código Internacional de Nomenclatura Fitosociológica (Izco & Del Arco, 2003). Los nombres vernáculos para designar plantas y comunidades vegetales han sido obtenidos de Soukup (1987).

Para la determinación de las plantas se han consultado los herbarios AQP, F, MO, NY, US y USM; los especímenes colectados se conservan en AQP.

Bioclimatología

La bioclimatología permite establecer un paralelismo entre asociaciones y las características climáticas térmicas y pluviométricas del territorio. Para ello seguimos el método de los pisos bioclimáticos e intervalos ómbricos de Rivas-Martínez (Rivas-Martínez *et al.*, 1999) que cada vez es más empleado en la descripción de la vegetación por otros autores (Bolivia: Navarro & Maldonado, 2005; Chile: Luebert & Gajardo,

2005; Luebert & Pliscoff, 2006; Perú: Galán de Mera *et al.*, 2010; Venezuela: Galán de Mera, 2007).

En la tabla 1 se representan los pisos bioclimáticos del Departamento de Arequipa con sus variantes (horizontes) y algunas asociaciones bioindicadoras.

Biogeografía

Como ya hemos indicado en otros trabajos (Galán de Mera *et al.*, 2009), el territorio estudiado pertenece a la provincia biogeográfica Oruro-Arequipeña (desde Ica -15°S- a Chile y Argentina -24°S-), caracterizada por la geomorfología volcánica (Silva & Francis, 1991), el uso generalizado de la andenería (Treacy, 1994), y un número elevado de endemismos que caracterizan a numerosas asociaciones (*Armatocereus riomajensis, Chersodoma arequipensis, Corryocactus aureus, C. puquiensis, Diplostephium tacorense, D. tovarii, Echinopsis pamparuizii, Fabiana stephanii, Junellia arequipense, Lobivia pampana, Malesherbia ardens, Nolana chapiensis, Opuntia corotilla, Senecio phylloleptus, S. yurensis, Tecoma fulva subsp. arequipensis, Weberbauerocereus rauhii, W. weberbaueri, Xenophyllum oscartovarii,* etc.).

Resultados y discusion

Novedades fitosociológicas

A las últimas novedades fitosociológicas que sintetizan lo conocido hasta el momento en el Departamento de Arequipa (Galán de Mera *et al.*, 2009, 2011a, 2011b) añadimos las siguientes ordenadas por pisos bioclimáticos.

A. Piso termotropical

1. Vegetación de Cactáceas columnares

***Neoraimondio arequipensis-Browningietum viridis* ass. nova**

[Tab. 2 inv. 1-9; holotypus inv. 5; combinación florística característica: *Ambrosia artemisioides, Armatocereus riomajensis, Browningia viridis, Corryocactus aureus, Melocactus peruvianus, Neoraimondia arequipensis, Opuntia sphaerica, Oreocereus hempelianus, Weberbauerocereus rauhii*; Fig. 1]

Asociación interandina termotropical árida (1800-1900 m) que se asienta en sus menores altitudes sobre calizas jurásico-cretácicas, y en las partes más altas sobre cuarcitas y conglomerados. Su estructura, bastante cerrada, es debida al dominio del endemismo peruano *Browningia viridis* ("judío sanki"), que se distribuye por las áreas interandinas de Arequipa, en el cañón de Cotahuasi (Linares, 2005), Ayacucho, en el valle de Puccacocha (Ritter, 1981), y en los valles de los ríos Pampas, Pachachaca y Apurimac entre los Departamentos de Ayacucho y Apurimac (Rauh, 1958; Ritter, 1981). Por el contrario, en los valles interandinos no está *Browningia candelaris*, lo que diferencia esta asociación de las occidentales *Weberbauerocereo rauhii-Browningietum candelaris* (Tab. 2, columna 14) y *Weberbauerocereo weberbaueri-Browningietum candelaris* (Tab. 2, columna 15).

Si bien *B. viridis* parece más abundante en los valles orientales de Ayacucho y Apurimac, y *Melocactus peruvianus* en las comunidades con Cactáceas del centro del Perú (Galán de Mera *et al.*, 2004), la presencia en los inventarios de *Ambrosia artemisioides, Armatocereus riomajensis, Corryocactus aureus, Oreocereus hempelianus* y *Weberbauerocereus rauhii*, permiten incluir a esta asociación en la alianza *Corryocaction brevistyli* (Galán de Mera & Vicente Orellana, 1996).

***Armatocereo riomajensis-Neoraimondietum arequipensis* ass. nova**

[Tab. 2 inv. 10-11; holotypus inv. 11; combinación florística característica: *Ambrosia artemisioides, Armatocereus riomajensis, Corryocactus aureus, Neoraimondia arequipensis, Weberbauerocereus rauhii*]

En los tramos más elevados (2000-2100 m) del piso termotropical árido del cañón de Cotahuasi se hacen ausentes *Browningia viridis, Melocactus peruvianus* y, por supuesto *B. candelaris*, lo que sustenta a esta asociación nueva, que se instala sobre glacis de origen volcánico con ignimbritas y conglomerados de origen mioceno.

***Weberbauerocereo rauhii-Browningietum candelaris larreetosum divaricatae* subass. nova**

[Tab. 2 inv. 12-13; holotypus inv. 13; combinación florística característica: *Ambrosia artemisioides,*

Armatocereus riomajensis, Browningia candelaris, Haageocereus platinospinus, Larrea divaricata, Neoraimondia arequipensis, Opuntia dimorpha, Oreocereus hempelianus, Weberbauerocereus rauhii]

Las comunidades de Cactáceas termotropicales áridas en el occidente del Departamento de Arequipa pertenecen a las asociaciones *Weberbauerocereo weberbaueri-Browningietum candelaris*, desde el valle del Chili hacia el sur, y *Weberbauerocereo rauhii-Browningietum candelaris* en el resto del Departamento (Galán de Mera *et al.*, 2009). En los alrededores de Aplao ésta última se enriquece con *Larrea divaricata* en áreas con afloramientos precámbricos y avalanchas volcánicas procedentes de erupciones del Terciario inferior.

Aunque *L. divaricata* ("jarilla") está también en los Departamentos de Ica, Moquegua y Tacna (Brako & Zarucchi, 1993), se hace más frecuente en las sierras de Mendoza, Córdoba y La Rioja en Argentina (Hunziker, 1952; Eskuche & Landolt, 1986), alcanzando el SW de Bolivia en Chuquisaca y Tarija, y Atacama en Chile (Trópicos, 2011). Algo similar decíamos que sucede con *Bougainvillea spinosa,* que presente en Bolivia, Argentina y Paraguay, muestra una localidad en los Andes occidentales de Moquegua en Perú (Linares *et al.*, 2010). La distribución anfiandina de estas especies parece estar relacionada con la creciente aridez de las vertientes occidentales de los Andes desde finales del Plioceno (Hartley, 2003) como consecuencia de tres eventos geológicos: la elevación de la cordillera occidental andina (Lamb & Davis, 2003), la intensificación de la corriente de Humboldt (Graham, 2009) y las erupciones volcánicas (Schwarzer *et al.*, 2010). Esta aridez permitió el avance de ciertas especies desde Norteamérica (Porter, 1974; Hunziker, 1975), dejando además relictos, que reflejan un clima anterior más húmedo y cálido, procedentes de la pre-puna Argentina, como *L. divaricata,* y de áreas más orientales del Perú (Abancay, Ayacucho), como *Browningia viridis*.

2. Vegetación de saladares

Lycio distichum-Baccharidetum uniflorae ass. nova

[Tab. 3 inv. 1-3; holotypus inv. 3; combinación florística característica: *Atriplex semibaccata, Baccharis uniflora, Lycium distichum, Pluchea absinthioides*]

Arbusteda dispersa termotropical árida asentada en quebradas con materiales aluviónicos, piroclásticos y lacustres ricos en carbonatos y sulfatos que, procedentes de los sedimentos jurásicos y cretácicos del grupo Yura, originan eflorescencias salinas.

En su composición florística llama la atención *Atriplex semibaccata* (Fig. 2), una planta australiana introducida como forrajera en diversas áreas del mundo (Castroviejo, 1990), como la costa peruana (Gutte *et al.*, 1986); hasta ahora, no era conocida en las comunidades basófilas del interior del Departamento de Arequipa. *Pluchea absinthioides* lleva esta asociación a la alianza *Plucheion absinthioidis*.

***Distichlietum humilis* Müller & Gutte 1985**

[Tab. 3 inv. 4-10; combinación florística característica: *Distichlis humilis, Suaeda foliosa*]

Los gramadales salados de *Distichlis humilis* se encuentran bien representados en el Departamento de Arequipa en áreas con eflorescencias salinas que se resecan durante el periodo de aridez. Son aprovechados con pastoreo de ganadería vacuna y caprina, mostrándose en contacto con la asociación anterior en vaguadas donde, si hay una inundación reiterada en la época de lluvias, se muestra la subasociación ***Schoenoplectetosum olneyii subass. nova*** (holotypus: Tab. 3, inv. 9) con *Schoenoplectus olneyi*.

Nuestra tabla es semejante a la de Gutte & Müller (1985) del Departamento de Cusco (Tab. 3, columna 7), con la excepción de que estos autores introducen *Sarcocornia andina* (= *Salicornia cuscoensis*) en zonas con mayor inundación estacional. Considerando la distribución de *Sarcocornia* en los Andes de Bolivia, Chile y Perú (Alonso & Crespo, 2008), *S. andina* es una especie que crece por debajo de los 3500 m en el piso supratropical, mientras que *S. pulvinata* se comporta como un elemento orotropical que Navarro (1993) incluye en la asociación *Atriplici nitrophiloidis-Sarcocornietum pulvinatae* (Tab. 3, columna 11) (*Sarcocornion pulvinatae, Anthobryetalia triandri, Distichlio humilis-Anthobryetea triandri*). La alianza

Fig. 1. Aspecto de la asociación *Neoraimondio arequipensis-Browningietum viridis* entre Velinga y Judio pampa (fotografía de A. Galán de Mera, composición de J.A. Vicente Orellana).

Fig. 2. *Atriplex semibaccata*, ramitas en fructificación, Yura (fotografía de E. Linares Perea, composición de J.A. Vicente Orellana).

Sarcocornion pulvinatae alcanza el piso orotropical del SW del Perú en Huancarani (Puno)(Alonso & Crespo, 2008) y Salinas (Arequipa); en esta última localidad se han detectado *Sarcocornia pulvinata* y *Anthobryum triandrum*, no habiendo sido reportadas en la edición de Zeballos *et al.* (2010) a pesar de su evidente interés fitogeográfico, paisajístico y de conservación.

No podemos incluir la vegetación de los saladares termo-supratropicales ni en *Sarcocornion pulvinatae* ni en *Anthobryetalia triandri*, aunque provisionalmente los dejamos en la clase *Distichlio-Anthobryetea*, que necesita un estudio más profundo.

B. Piso mesotropical

3. Matorrales con "capo colorado" (*Balbisia weberbaueri*)

Balbisio weberbaueri-Ambrosietum artemisioidis ass. nova

[Tab. 4 inv. 1-4; holotypus inv. 1; combinación florística característica: *Ambrosia artemisioides, Balbisia weberbaueri, Corryocactus brevistylus, Croton ruizianus, Gochnatia arequipensis, Huthia coerulea, Opuntia sphaerica*]

Matorrales del piso mesotropical superior semiárido que se asienta sobre los flujos de barro pleistocénicos del Misti y del Pichu-Pichu y, en general, de todo el arco volcánico occidental del Departamento de Arequipa.

La presencia de *Corryocactus brevistylus* y *Opuntia sphaerica* nos lleva a incluirla en la alianza *Corryocaction brevistyli*, siendo su límite inferior (2600 m) la asociación *Weberbauerocereo weberbaueri-Corryocactetum brevistyli*, y su contacto superior (3000 m) las arbustedas de *Dunalio spinosae-Baccharidetum latifoliae*.

C. Piso supratropical

4. Arbustedas con "chilka" (*Baccharis latifolia*) y "lloque" (*Kageneckia lanceolata*)

Dunalio spinosae-Baccharidetum latifoliae Galán de Mera et al. 2003

[Tab. 5 inv. 1-9; combinación florística característica: *Baccharis latifolia, Calceolaria rhacodes, Cantua buxifolia, Colletia spinosissima, Gochnatia lanceolata, Kageneckia lanceolata, Mutisia acuminata, Ophryosporus peruvianus, Proustia oblongifolia*]

Arbusteda supratropical inferior y mesotropical superior seco-subhúmeda que se establece sobre suelos estables, profundos y húmedos; se comporta como una comunidad climácica, que por alteración origina el tolar de *Diplostephio tacorensis-Parastrephietum quadrangularis*. *Dunalio-Baccharidetum* es propia de los valles occidentales de la provincia Oruro-Arequipeña, y está relacionada con las actividades humanas al ocupar los suelos más profundos bajo un clima más benigno (Galán de Mera *et al.*, 2003) formando los linderos de los huertos y de los andenes de cultivo, y protegiendo el suelo de la orografía accidentada.

Se trata de una asociación con una variabilidad manifiesta en el Departamento de Arequipa, por lo que podemos describir algunas subasociaciones:

-dodonaeetosum viscosae subass. nova [Tab. 5 inv. 10-12; holotypus inv. 11; combinación florística característica: *Abutilon arequipense, Baccharis latifolia, Cantua buxifolia, Dodonaea viscosa, Kageneckia lanceolata, Proustia oblongifolia*], con distribución occidental en la zona de Caravelí-Cahuacho, de suelos arenosos procedentes de granodioritas.

-echinopsietosum cuzcoensis subass. nova [Tab. 5 inv. 13-16; holotypus inv. 13; combinación florística característica: *Baccharis latifolia, Cantua buxifolia, Echinopsis cuzcoensis, Kageneckia lanceolata, Mutisia acuminata, Ophryosporus peruvianus, Opuntia subulata, Proustia oblongifolia*], de áreas pedregosas con una mayor pendiente.

-adesmietosum verrucosae subass. nova [Tab. 5 inv. 17-18; holotypus inv. 17; combinación florística característica: *Adesmia verrucosa, Baccharis latifolia, Cantua buxifolia, Dunalia spinosa, Gynoxys longifolia, Mutisia acuminata*], con distribución en los valles de Chiguata y Huanca sobre avalanchas recientes enriquecidas con calizas y boratos.

Dentro de la variabilidad de la asociación también podemos destacar formas fragmentarias de *Lupinus*

mutabilis (Tab. 5 inv. 5) que constituyen comunidades basales (Dierschke, 1994; Schaminée & Stortelder, 1996), como se puede observar en los andenes de influencia Wari (aproximadamente s. XIII) del valle de Huanca, comportándose como una planta pionera en la regeneración de estas arbustedas. *L. mutabilis* ("tarwi") ya era cultivada desde hace unos 2500 años para alimentación (Popenoe *et al.*, 1989) y como cerco de cultivo para evitar a los animales (Brack, 1999).

D. Piso orotropical

5. Tolares con "chachacoma" (*Senecio nutans*)

Senecio nutantis-Parastrephietum quadrangularis* *ass. nova

[Tab. 6; holotypus inv. 3; combinación florística característica: *Azorella compacta, Festuca orthophylla, Opuntia lagopus, Parastrephia quadrangularis, Senecio nutans, S. spinosus, Stipa obtusa, Tetraglochin cristatum*]

Esta comunidad, que ya fue reconocida por Linares (1995) en la distribución altitudinal del Chachani y por Talavera *et al.* (2010) en la Reserva Nacional de Salinas y Aguada Blanca, se trata de un tolar orotropical inferior (3900-4300 m) seco que se asienta sobre frentes de lava y materiales aluviónicos del Pleistoceno, que forman grandes pedregales fijos con suelos de cierta profundidad. Es una asociación bien representada en las vertientes occidentales del Coropuna y Pichu-Pichu, que se comporta como un matorral de sustitución de los queñuales de *Chuquirago rotundifoliae-Polylepidetum rugulosae.*

Se diferencia de *Parastrephio lucidae-Festucetum orthophyllae* (Galán de Mera *et al.*, 2003) por la ausencia de *Parastrephia lucida* y *Opuntia ignescens*, la abundancia de *Senecio nutans* y la presencia de *Stipa obtusa* y *Opuntia lagopus*, elementos que incluso forman parte de los queñuales alterados.

6. Pajonal-tolares de "chilligua" (*Festuca dolichophylla*)

Parastrephio quadrangularis-Festucetum dolichophyllae ass. nova

[Tab. 7 inv. 1-8; holotypus inv. 3; combinación florística característica: *Baccharis tricuneata, Deyeuxia vicunarum, Festuca dolichophylla, Opuntia ignescens, Parastrephia quadrangularis, Poa candamoana, Senecio spinosus, Tetraglochin cristatum*; Fig. 3]

Pajonal-tolar dominado por *Festuca dolichophylla*, que ocupa grandes extensiones en el piso orotropical inferior subhúmedo (4000-4400 m) de las montañas interiores del Departamento de Arequipa, con límite occidental en los valles del Colca y Cotahuasi, y extendiéndose hacia Ayacucho (Tovar, 1973), Puno (Lizarraga, 1965) y Cusco. En Arequipa esta asociación es propia de sedimentos y areniscas tobáceas del Mioceno, aunque también se encuentra sobre depósitos aluviales, comportándose, como la anterior, como una etapa sucesional del *Chuquirago-Polylepidetum rugulosae*.

En su composición florística destacan elementos de los tolares (*Baccharis tricuneata, Festuca orthophylla, Opuntia ignescens, Parastrephia quadrangularis, Senecio spinosus, Tetraglochin cristatum)*, que permiten incluirla en la alianza *Azorello-Festucion*.

Las áreas más expuestas a la erosión de las areniscas tobáceas por su altitud, se enriquecen con *Agrostis gelida* y, en ocasiones, con *Lupinus saxatilis,* definiéndose así la subasociación ***agrostietosum gelidae subass. nova*** (holotypus inv. 19; combinación florística característica: *Agrostis gelida, Baccharis tricuneata, Festuca dolichophylla, Lupinus saxatilis, Parastrephia quadrangularis, Poa candamoana, Senecio spinosus*]. En zonas con mayor altitud (3970-4300 m) y aumento de la pedregosidad se manifiesta el contacto con *Parastrephio lucidae-Festucetum orthophyllae*, mediante la presencia de *Calamagrostis cabrerae, Festuca orthophylla, Pycnophyllum molle* y *Senecio nutans*, pudiéndose describir la subasociación ***festucetosum orthophyllae subass. nova*** (holotypus inv. 12).

Parastrephio-Festucetum marca la transición entre la puna seca y la puna húmeda; un aumento de la humedad lleva a la disminución de las especies de *Parastrephietalia quadrangularis*, que son sustituidas por las del orden *Calamagrostietalia vicunarum* con las asociaciones *Festuco dolichophyllae-Calamagrostietum antonianae*, del centro del Perú (Gutte, 1985), y

Calamagrostio nitidulae-Festucetum dolichophyllae, de la cordillera de Apolobamba en Bolivia (Seibert & Menhofer, 1992; Seibert, 1993).

Tradicionalmente este pastizal ha sido empleado para el pastoreo con alpacas, equinos y ovinos (Vázquez & Estrella, s.f.) debido a la palatabilidad de *Festuca dolichophylla* (Tapia & Flores, 1984).

7. Pajonal-tolares de "iru-ichu" (*Festuca orthophylla*) y "crespillo" (*Deyeuxia cabrerae*)

Parastrephio lucidae-Festucetum orthophyllae Galán de Mera et al. 2003 deyeuxietosum cabrerae subass. nova

[Tab. 8; holotypus inv. 6; combinación florística característica: *Azorella compacta, Deyeuxia cabrerae, D. vicunarum, Festuca orthophylla, Parastrephia lucida, Senecio spinosus*]

En artículos anteriores ya hemos descrito otras comunidades con *Festuca orthophylla* (Galán de Mera *et al.*, 2003, 2009, Tab. 8, columnas 8-9). *Parastrephio-Festucetum* es la que alcanza una mayor extensión en la cintura oro-criorotropical seco-subhúmeda del Departamento de Arequipa y en la provincia Oruro-Arequipeña peruana.

Nuestras observaciones, especialmente llevadas a cabo en el volcán-glacial Coropuna, nos indican cómo en su fachada oriental ésta asociación se enriquece con *Deyeuxia cabrerae* sobre frentes de lava y depósitos morrénicos pleistocénicos.

8. Turberas con "kunkune" (*Deyeuxia rigescens*) y "sillu-sillu" (*Alchemilla pinnata*)

Sisyrincho tinctorii-Plantaginetum australis Gutte 1986

[Tab. 9 inv. 1-6, columnas 7 y 8; combinación florística característica: *Deyeuxia rigescens, Eleocharis albibracteata, E. costulata, Gentiana sandiensis, Alchemilla pinnata, Mimulus glabratus, Plantago australis, Rorippa nasturtium-aquaticum, Sisyrinchium tinctorium*; Fig. 4]

Turberas dominadas por *Deyeuxia rigescens* y *Alchemilla pinnata* asentadas en las vaguadas que forman las areniscas tobáceas del cañón del Colca, que contienen detritos sedimentarios con arcillas y limos que favorecen su desarrollo.

Gutte (1986) describió esta asociación en la puna húmeda del centro del Perú (Tab. 8, columnas 7 y 8), que ahora extendemos hacia el piso orotropical inferior subhúmedo del Departamento de Arequipa. La presencia en los inventarios de *Eleocharis albibracteata, Mimulus glabratus, Polygopon interruptus* y *Rorippa nasturtium-aquaticum* nos llevan a incluirla en la alianza *Mimulion glabrati* del orden *Marchantio-Epilobietalia* (Galán de Mera *et al.*, 2011a). Además, la presencia en la tabla de *Castilleja fissifolia, Lilaeopsis macloviana* y *Plantago tubulosa*, establecen una transición entre las comunidades fontinales termo-supratropicales de *Mimulo glabrati-Polypogonetum interrupti* Galán de Mera *et al.*, 2011 y los bofedales orotropicales de la clase *Plantagini rigidae-Distichietea muscoidis* (Galán de Mera et *al.*, 2003).

Al igual que señala Gutte (1986), *Festuca dolichophylla* es una compañera casi constante en los márgenes de la turbera, y *Trifolium amabile* indica su uso por la ganadería, que además aprovecha el buen valor nutritivo de *Eleocharis albibracteata* ("quemillo"), *Alchemilla pinnata* (Tapia & Flores, 1984) y *Deyeuxia rigescens* (Alzérreca *et al.*, 2001).

Sintaxonomía

En el siguiente esquema damos a conocer la sistemática de las comunidades vegetales tratadas en el texto. Consideramos la sinonimia entre *Parastrephia lepidophylla* y *P. quadrangularis* (Nesom, 1993) en la interpretación nomenclatural del sintaxon correspondiente.

OPUNTIETEA SPHAERICAE Galán de Mera & Vicente Orellana 1996

+ Oreocereo leucotrichi-Neoraimondietalia arequipensis Galán de Mera & Vicente Orellana 1996

** Corryocaction brevistyli Galán de Mera & Vicente Orellana 1996*

Neoraimondio arequipensis-Browningietum viridis ass. nova

Armatocereo riomajensis-Neoraimondietum arequipensis ass. nova

Fig. 3. Aspecto de la asociación *Parastrephio quadrangularis-Festucetum dolichophyllae* en Callalli (fotografía de E. Linares Perea, composición de J.A. Vicente Orellana).

Fig. 4. Aspecto de la asociacion *Sisyrincho tinctorii-Plantaginetum australis* en Callalli (fotografía de E. Linares Perea, composición de J.A. Vicente Orellana).

Weberbauerocereo rauhii-Browningietum candelaris *Galán de Mera, Linares, Campos & Vicente 2009* ***larreetosum divaricatae subass. nova***

Balbisio weberbaueri-Ambrosietum artemisioidis ass. nova

TESSARIO INTEGRIFOLIAE-BACCHARIDETEA SALICIFOLIAE Rivas-Martínez & Navarro in Navarro & Maldonado 2002

+ Plucheo absinthioidis-Baccharidetalia salicifoliae Rivas-Martínez & Navarro in Navarro & Maldonado 2002

** Plucheïon absinthioidis Galán de Mera, Linares, Campos & Vicente 2009*

Lycio distichum-Baccharidetum uniflorae ass. nova

DISTICHLIO HUMILIS-ANTHOBRYETEA TRIANDRI Navarro 1993

+ sin asignación de orden

** sin asignación de alianza*

Distichlietum humilis Müller & Gutte 1985

distichlietosum humilis

schoenoplectetosum olneyii subass. nova

BACCHARIDETEA LATIFOLIAE Lauer, Rafiqpoor & Theisen 2001

+ Mutisio acuminatae-Baccharidetalia latifoliae Galán de Mera & Cáceres in Galán de Mera, Rosa & Cáceres 2002

** Mutisio acuminatae-Ophryosporion peruviani Galán de Mera & Cáceres in Galán de Mera, Rosa & Cáceres, 2002*

Dunalio spinosae-Baccharidetum latifoliae Galán de Mera, Cáceres & González 2003

baccharidetosum latifoliae

dodonaeetosum viscosae subass. nova

echinopsietosum cuzcoensis subass. nova

adesmietosum verrucosae subass. nova

CALAMAGROSTIETEA VICUNARUM Rivas-Martínez & Tovar 1982

+ Parastrephietalia quadrangularis Navarro 1993, pro nom. mut. [Parastrephietalia lepidophyllae Navarro 1993 in Rivasgodaya 7: 73 (1993)]

** Azorello compactae-Festucion orthophyllae Galán de Mera, Cáceres & González 2003*

Senecio nutantis-Parastrephietum quadrangularis ass. nova

Parastrephio quadrangularis-Festucetum dolichophyllae ass. nova

festucetosum dolichophyllae

agrostietosum gelidae subass. nova

festucetosum orthophyllae subass. nova

Parastrephio lucidae-Festucetum orthophyllae Galán de Mera, Cáceres & González 2003 deyeuxietosum cabrerae subass. nova

PLANTAGINETEA AUSTRALIS Gutte 1986

+ Marchantio-Epilobietalia Cleef 1981

** Mimulion glabrati Galán de Mera, Linares, Campos, Trujillo & Vicente Orellana 2011*

Sisyrincho tinctorii-Plantaginetum australis Gutte 1986

Agradecimientos

Este trabajo ha sido realizado con el apoyo de la Cátedra de Desarrollo Sostenible y Medio Ambiente de la Universidad San Pablo-CEU-Grupo Santander (2009-2011). Gracias a la Universidad Nacional de San Agustín (Arequipa) y a la Universidad Nacional Mayor de San Marcos (Lima) por su constante ayuda.

Literatura citada

Alonso, M.A. & M.B. Crespo. 2008. Taxonomic and nomenclatural notes on South American taxa of *Sarcocornia* (Chenopodiaceae). Ann. Bot. Fenn. 45: 241-254.

Alzérreca, H.; D. Luna; G. Prieto; A. Cardozo & J. Céspedes. 2001. Estudio de la capacidad de carga en bofedales para la cría de alpacas en el sistema T.D.P.S.-Bolivia. Autoridad Binacional del Lago Titicaca-Programa de Naciones Unidas para el Desarrollo. La Paz.

Brack, A. 1999. Diccionario enciclopédico de las plantas útiles del Perú. CBC. Cusco.

Brako, L. & J.L. Zarucchi. 1993. Catálogo de las Angiospermas y Gimnospermas del Perú. Missouri Botanical Garden. St. Louis.

Braun-Blanquet, J. 1932. Plant Sociology. The study of plant communities. Koeltz Scientific Books. Koenigstein.

Castroviejo, S. 1990. Flora iberica, vol. II. Plantas vasculares de la Península Ibérica e Islas Baleares. CSIC. Madrid.

Cuello Alvarado, N. 2010. Flora, vegetation and ecology in the Venezuelan Andes: A case study of Ramal de Guaramacal. Universiteit van Amsterdam. Amsterdam.

Dierschke, H. 1994. Pflanzensoziologie. Grundlagen und Methoden. Eugen Ulmer. Stuttgart.

Eskuche, U. & E. Landolt. 1986. Contribution to the knowledge of flora and vegetation of northern Argentina. Veröff. Geobot. Inst. ETH Stiftung Rübel Zürich 91: 14-140.

Ferreyra, R. 1987. Flora y vegetación del Perú, pp. 7-174. In Gran geografía del Perú. Naturaleza y Hombre, II. Manfer-Juan Mejía Baca. Barcelona.

Galán de Mera, A. 2007. Flora y vegetación de la Estación Biológica El Frío (Llanos Occidentales del Orinoco, Apure, Venezuela). Publicaciones de la Asociación Amigos del Coto de Doñana. Sevilla.

Galán de Mera, A.; S. Baldeón; H. Beltrán; M. Benavente & J. Gómez. 2004. Datos sobre la vegetación del centro del Perú. Acta Bot. Malacitana 29: 89-115.

Galán de Mera, A.; C. Cáceres & A. González. 2003. La vegetación de la alta montaña andina del sur del Perú. Acta Bot. Malacitana 28: 121-147.

Galán de Mera, A.; E. Linares; J. Campos; C. Trujillo & J. Vicente Orellana. 2011a. Las comunidades vegetales relacionadas con los ambientes humanos en el sur del Perú. Phytocoenologia 41 (4): 265-305.

Galán de Mera, A; E. Linares; J. Campos & J. Vicente Orellana. 2009. Nuevas observaciones sobre la vegetación del sur del Perú. Del Desierto Pacífico al Altiplano. Acta Bot. Malacitana 34: 107-144.

Galán de Mera, A.; E. Linares; J. Campos & J. Vicente Orellana. 2011b. Interpretación fitosociológica de la vegetación de las lomas del desierto peruano. Revista Biol. Trop. 59(2): 809-828.

Galán de Mera, A.; E. Linares; C. Trujillo & F. Villasante, 2010. Termoclima y humedad en el sur del Perú. Bioclimatología y bioindicadores en el departamento de Arequipa. Zonas Áridas 14(1): 71-82.

Galán de Mera, A.; M. Rosa & C. Cáceres. 2002. Una aproximación sintaxonómica sobre la vegetación del Perú. Clases, órdenes y alianzas. Acta Bot. Malacitana 27: 75-103.

Galán de Mera, A. & J. Vicente. . 1996. Las comunidades con *Corryocactus brevistylus* del sur del Perú. Phytologia 80(1): 40-47.

Galán de Mera, A.; J. Vicente; J. Lucas & A. Probanza. 1997. Phytogeographical sectoring of the Peruvian coast. Global Ecol. Biogeogr. Lett. 6: 349-367.

Graham, A. 2009. The Andes: A geological overview from a biological perspective. Ann. Missouri Bot. Gard. 96: 371-385.

Gutte, P. 1985. Beitrag zur Kenntnis zentralperuanischer Pflanzengesellschaften IV. Die grasreiche Vegetation der alpine Stufe. Wiss. Z. Karl-Marx-Univ. Leipzig, Math.-Naturwiss. Reihe 34(4): 357-401.

Gutte, P. 1986. Beitrag zur Kenntnis zentralperuanischer Pflanzengesellschaften III. Pflanzengesellschaften der subalpinen Stufe. Feddes Repert. 97: 319-371.

Gutte, P. & G. Müller. 1985. Salzpflanzengesellschaften bei Cusco/ Peru. Wiss. Z. Karl-Marx-Univ. Leipzig, Math.-Naturwiss. Reihe 34(4): 402-409.

Gutte, P.; G. Müller & C. Müller. 1986. Neufunde für die peruanische Flora und Wiederfunde seltener Arten: Ranunculaceae bis Primulaceae. Willdenowia 16(1): 187-210.

Hartley, A. 2003. Andean uplift and climate change. Quart. J. Geol. Soc. London 160: 7-10.

Hunziker, J. 1952. Las comunidades vegetales de la cordillera de La Rioja. Revista Invest. Agríc. 6(2): 167-181.

Hunziker, J. 1975. On the geographical origin of *Larrea divaricata* (Zygophyllaceae). Ann. Missouri Bot. Gard. 62(2): 497-500.

Izco, J. & M. del Arco. 2003. Código Internacional de Nomenclatura Fitosociológica. Universidad de La Laguna. La Laguna.

Lamb, S. & P. Davis. 2003. Cenozoic climate change as a possible cause for the rise of the Andes. Nature 425: 792-797.

Linares, E. 1995. Estructura vegetacional de la transecta Yura-Chivay (2600-4800 m). Arequipa 1987-1991. Universidad Nacional de San Agustín. Arequipa.

Linares, E. 2005. Cotahuasi, Perú. Un paraíso de Cactus. Quepo 19: 92-97.

Linares, E.; J. Campos; W. Nauray Huari; J. A. Vicente & A., Galán de Mera. 2010. Nuevas adiciones a la flora del Perú, V. Arnaldoa 17(1): 99-112.

Lissón, G. 1980. Cómo se generó el suelo peruano. Contribución a la paleogeografía del Perú y las causas del relieve actual, pp. 61-82. In M. Samame Boggio. El Perú Minero, III. Geología. Ingemmet. Lima.

Lizárraga, J. 1965. Programa de inventario y evaluación de los recursos naturales del Departamento de Puno, IV. ONERN. Lima.

Luebert, F. & R. Gajardo. 2005. Vegetación alto andina de Parinacota (norte de Chile) y una sinopsis de la vegetación de la Puna meridional. Phytocoenologia 35: 79-128.

Luebert, F. & P. Pliscoff. 2006. Sinopsis bioclimática y vegetacional de Chile. Editorial Universitaria. Santiago de Chile.

Murra, J. 2009. El mundo andino. Población, medio ambiente y economía. Instituto de Estudios Peruanos-Pontificia Universidad Católica del Perú. Lima.

Navarro, G. 1993. Vegetación de Bolivia: el Altiplano meridional. Rivasgodaya 7: 69-98.

Navarro, G. & M. Maldonado. 2005. Geografía ecológica de Bolivia. Vegetación y ambientes acuáticos. Fundación Simón I. Patiño. Santa Cruz.

Nesom, G. 1993. Synopsis of *Parastrephia* (Asteraceae: Astereae). Phytologia 75(5): 347-357.

Popenoe, H.; S. King; J. León & L. Kalinowski. 1989. Lost

Crops of the Incas. National Academy Press. Washington.

Porter, D. 1974. Disjunt distributions in the New World Zygophyllaceae. Taxon 23 (2/3): 339-346.

Rangel, J.; P. Lowy & M. Aguilar. 1997. Colombia Diversidad Biótica II. Tipos de vegetación en Colombia. Universidad Nacional de Colombia-Ministerio del Medio-Ambiente. Santafé de Bogotá.

Rauh, W. 1958. Beitrag zur Kenntnis der Peruanischen Kakteenvegetation. Springer. Heidelberg.

Ritter, F. 1981. Kakteen in Südamerika, 4. Friedrich Ritter Selbstverlag. Spangenberg.

Rivas-Martínez, S.; D. Sánchez & M. Costa. 1999. North American Boreal and Western temperate Forest Vegetation (Syntaxonomical synopsis of the potential natural plant communities of North America, II). Itin. Geobot. 12: 5-316.

Schaminée, J. & A. Stortelder. 1996. Recent developments in phytosociology. Acta Bot. Neerl. 45: 443-459.

Schwarzer, C.; F. Cáceres; A. Cano; M. La Torre & M. Wigend. 2010. 400 years for long-distance dispersal and divergence in northern Atacama desert—Insights from the Huaynaputina pumice slopes of Moquegua, Peru. J. Arid Environm. 74: 1540-1551.

Seibert, P. 1993. Nachtrag zu Seibert, P. & X. Menhofer: Die Vegetation des Wohngebietes der Kallawaya und des Hochlandes von Ulla-Ulla in den bolivianischen Anden. Phytocoenologia 22(2): 275-278.

Seibert, P. & X. Menhofer. 1992. Die Vegetation des Wohngebietes der Kallawaya und des Hochlandes von Ulla-Ulla in den bolivianischen Anden, Teil II. Phytocoenologia 20: 289-438.

Silva, S. & P. Francis. 1991. Volcanoes of the Central Andes. Springer. New York.

Soukup, J. 1987. Vocabulario de los nombres vulgares de la flora peruana y catálogo de los géneros. Editorial Salesiana. Lima.

Talavera, C.; A. Ortega & L. Villegas. 2010. Flora y vegetación de la Reserva Nacional de Salinas y Aguada Blanca, Perú, pp. 89-99. *In* H. Zeballos, J.A. Ochoa & E. López, editores. Diversidad biológica de la Reserva Nacional de Salinas y Aguada Blanca (Arequipa-Moquegua). Desco. Lima.

Tapia, M.E. & J. Flores. 1984. Pastoreo y pastizales en los Andes del Sur del Perú. Instituto Nacional de Investigación y Promoción Agropecuaria. Lima.

Tovar, O. 1973. Comunidades vegetales de la reserva nacional de Vicuñas de Pampa Galeras, Ayacucho, Perú. Pub. Mus. Hist. Nat. "Javier Prado" Ser. B, Bot. 27: 1-32.

Treacy, J. 1994. Las chacras de Coporaque. Andenería y riego en el valle del Colca. Instituto de Estudios Peruanos. Lima.

Trópicos. 2011. www.tropicos.org. Missouri Botanical Garden. St. Louis.

Vásquez, C. & C. Estrella s. f. Fragmentos de la historia del distrito de Callalli. Edición de los autores. Callalli.

Weberbauer, A. 1912. Pflanzengeographische Studien im südlichen Peru. Bot. Jahrb. Syst. 107: 27-46.

Weberbauer, A. 1945. El mundo vegetal de los Andes Peruanos (Estudio fitogeográfico). Ministerio de Agricultura. Lima.

Zeballos, H.; J.A. Ochoa & E. López. 2010. Diversidad biológica de la Reserva Nacional de Salinas y Aguada Blanca (Arequipa-Moquegua). Desco. Lima.

Anexos

Tab. 1. Pisos bioclimáticos, horizontes y asociaciones representativas en el paisaje de Arequipa.

Piso bioclimático y horizonte	Asociaciones
Termotropical inferior	*Neoporterio islayensis-Neoraimondietum arequipensis*
Termotropical superior	*Neoraimondio arequipensis-Browningietum viridis*
	Weberbauerocereo rauhii-Browningietum candelaris
Mesotropical inferior	*Weberbauerocereo rauhii-Corryocactetum brevistyli*
Mesotropical superior	*Armatocereo riomajensis-Euphorbietum apurimacensis*
	Balbisio weberbaueri-Ambrosietum artemisioidis
Supratropical inferior	*Dunalio spinosae-Baccharidetum latifoliae*
	Grindelio bergii-Corryocactetum puquiensis
Supratropical superior	*Chuquirago rotundifoliae-Polylepidetum rugulosae*, con *Parastrephia quadrangularis*
Orotropical inferior	*Chuquirago rotundifoliae-Polylepidetum rugulosae*, con *Festuca orthophylla*
	Parastrephio quadrangularis-Festucetum dolichophyllae
	Senecio nutantis-Parastrephietum quadrangularis
Orotropical superior	*Parastrephio lucidae-Festucetum orthophyllae*
Criorotropical	*Belloo piptolepis-Dissanthelietum calycini*
	Nototricho obcuneatae-Xenophylletum poposi

Tabla 2

1-9: ***Neoraimondio arequipensis-Browningietum viridis,***
10-11: ***Armatocereo riomajensis-Neoraimondietum arequipensis,***
12-13: ***Weberbauerocereo rauhii-Browningietum candelaris larreetosum divaricatae,***
(*Opuntietea sphaericae, Oreocereo-Neoraimondietalia, Corryocaction brevistyli*)

Inventario nº	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14 5	15 2
Área (m²)	200	200	200	200	200	200	200	200	200	100	200	200	200	-	-
Altitud (m)	1825	1933	1946	1933	1928	1933	1939	1953	1941	2079	2214	1200	1258	-	-
Pendiente (%)	50	10	10	20	10	15	20	30	20	20	-	5	-	-	-
Orientación	N	N	N	N	NE	NE	N	N	N	NW	-	S	-	-	-
Características de asociaciones y alianza															
Neoraimondia arequipensis	2	1	1	1	1	1	1	1	+	2	2	1	1	IV	II
Weberbauerocereus rauhii	1	1	.	.	1	.	.	+	1	1	1	1	+	V	.
Browningia viridis	1	3	3	3	3	3	3	3	3	.	.	.	.	.	.
Armatocereus riomajensis	.	.	.	+	.	+	.	.	.	1	1	.	.	.	.
Browningia candelaris	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	+	V	II
Haageocereus platinospinus	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	+	.	IV	.
Euphorbia apurimacensis	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	I	.
Weberbauerocereus weberbaueri	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Oreocereus hempelianus	1	.	.	.	1	.	.	+	.	.	.	.	1	.	.
Corryocactus aureus	.	.	.	.	.	.	+	.	.	.	+	.	.	.	.
Hoffmannseggia arequipensis	.	.	.	.	.	.	.	.	+	.	.	.	.	.	.
Diferencial de subasociación															
Larrea divaricata												1	1		
Carácterísticas de orden y clase															
Ambrosia artemisioides	3	3	3	1	3	3	4	2	2	3	3	.	2	V	II
Opuntia sphaerica (incl. *dimorpha*)	1	1	1	1	.	.	.	.	.	.	.	.	1	V	II
Jatropha macrantha	1	.	+	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Melocactus peruvianus	+	.	.	.	+	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Compañeras															
Hoffmannseggia prostrata	.	.	.	.	+	.	.	.	.	.	+	.	.	.	.
Krameria lappacea	.	.	.	.	.	2	.	.	.	.	.	.	.	I	.
Lantana scabiosaeflora	.	.	.	.	.	.	.	.	+	+	.	.	.	.	.
Mentzelia fendleriana	.	.	.	.	.	.	.	.	.	+	1	.	.	.	.
Ephedra rupestris	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	+	+	.	III	.
Trixis cacalioides	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	III	II
Aristida adscensionis	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	+	I	II
Atriplex imbricata	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	I	I
Lepidium chichicara	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	+	.	I	.

Otras plantas: *Atriplex rotundifolia* + en 1; *Minthostachys mollis* + en 11; *Tecoma fulva* subsp. *tanaceiiflora* II, *Balbisia meyeniana* II, *Eragrostis weberbaueri* I, *Spergularia fasciculata* I, *Nassella depauperata* III en 14.

Localidades y referencias: 1-9- Entre Velinga y Judío pampa [1- 18L 0712213, 8311066; 2- 18L 0713134, 8311619; 3- 18L 0713146, 8311537; 4- 18L 0713101, 8311553; 5- 18L 0713046, 8311583; 6- 18L 0713014, 8311542; 7- 18L 0713039, 8311504; 8- 18L 0713011, 8311430; 9- 18L 0712974, 8311459]; 10 y 11- de Cotahuasi a Chaupo [10- 18L 0716692, 8312767; 11- 18L 0721043, 8316092]; 12 y 13- Aplao [12- 18L 0764709, 8236446; 13- 18L 0764301, 8236696]; 14- *Weberbauerocereo rauhii-Browningietum candelaris* (Galán de Mera *et al.*, 2009). 15- *Weberbauerocereo weberbaueri-Browningietum candelaris* (Galán de Mera et *al.*, 2009).

Tabla 3

1-3: ***Lycio distichum-Baccharidetum uniflorae***
(*Tessario-Baccharidetea, Plucheo-Baccharidetalia, Plucheion absinthioidis*)
4-6: ***Distichlietum humilis***, 8-10: ***schoenoplectetosum olneyii***
(*Distichlio-Anthobryetea*)

Inventario nº	1	2	3	4	5	6	7 17	8	9	10	11 10
Área (m²)	100	50	100	10	10	10	-	100	10	50	-
Altitud (m)	2475	2479	2485	2482	2500	2466	-	2482	2482	2493	-
Características de asociaciones y unidades superiores											
Baccharis uniflora	3	2	3	.	.	.	.	.	.	.	.
Atriplex semibaccata	1	1	1	.	+	.	.	.	.	.	.
Pluchea absinthioides	+	+	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Lycium distichum	.	+	1	.	.	.	.	.	.	.	.
Distichlis humilis	.	.	1	4	5	4	V	5	5	5	V
Suaeda foliosa	.	1	.	2	.	3	.	.	+	.	+
Atriplex rotundifolia	2	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Hymenoxys haenkeana	.	.	.	.	.	.	V	.	.	.	.
Triglochin striata	.	.	.	.	.	.	I	.	.	.	.
Anthobryum triandrum	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	V
Muhlenbergia fastigiata	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	III
Atriplex nitrophiloides	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Atriplex myriophylla	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Triglochin altoandina?	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	+
Hymenoxys robusta	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	+
Diferencial de subasociación											
Schoenoplectus olneyi	.	.	.	.	.	.	.	2	1	3	.
Compañeras											
Schinus molle	+	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Encelia canescens	+	+	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Ambrosia artemisioides	.	.	+	.	.	.	.	.	.	.	.
Tarasa operculata	.	.	+	.	.	.	.	.	.	.	.
Ephedra americana	.	.	+	.	.	.	.	.	.	.	.
Pennisetum clandestinum	.	.	.	1	1	.	.	1	.	+	.
Deyeuxia cryptolopha	.	.	.	.	.	.	II	.	.	.	.
Melilotus indica	.	.	.	.	.	.	II	.	.	.	.
Juncus balticus	.	.	.	.	.	.	II	.	.	.	.

Localidades: 1-6 y 8-10- Yura [1- 19K 0210867, 8201719; 2- 19K 0211064, 8201775; 3- 19K 0211140, 8201672; 4- 19K 0211394, 8201804; 5- 19K 0211539, 8201860; 6- 19K 0210536, 8201758; 8- 19K 0211193, 8201728; 10- 19K 0211394, 8201804; 9- 19K 0211394, 8201817]; 7- *Distichlietum humilis* (Gutte & Müller, 1985, Cusco, Perú), 11- *Muhlenbergio fastigiatae-Distichlietum humilis* (Navarro, 1993, Oruro, Bolivia).

Tabla 4

Balbisio weberbaueri-Ambrosietum artemisioidis
(*Opuntietea sphaericae, Oreocereo-Neoraimondietalia, Corryocaction brevistyli*)

Inventario nº	1	2	3	4
Área (m²)	100	100	100	100
Altitud (m)	2619	2635	2800	2842
Pendiente (%)	30	40	55	50
Orientación	W	SW	W	N
Características de asociación y alianza				
Huthia coerulea	+	+	1	1
Ambrosia artemisioides	4	4	4	4
Corryocactus brevistylus	1	+	1	1
Balbisia weberbaueri	2	2	2	3
Croton ruizianus	1	.	.	.
Gochnatia arequipensis	.	1	.	.
Características de orden y clase				
Opuntia sphaerica	+	.	.	+
Compañeras				
Grindelia glutinosa	.	1	2	.
Calceolaria inamoena	.	+	.	+
Encelia canescens	.	.	2	1
Eragrostis weberbaueri	1	.	.	.
Diplostephium tacorense	1	.	.	.
Krameria lappacea	1	.	.	.
Jarava ichu	.	1	.	.
Adesmia spinosissima	.	+	.	.
Tarasa operculata	.	.	1	.
Muehlenbeckia volcanica	.	.	+	.
Ophryosporus peruvianus	.	.	1	.
Ephedra rupestris	.	.	.	+
Spergularia fasciculata	.	.	.	+

Localidades: 1 y 2- Characato [1- 19K 0238699, 8177796; 2- 19K 0238790, 8177803]; 3 y 4- Chiguata [3- 19K 0241018, 8184865; 4- 19K 0238190, 818367].

Tabla 5

1-9: ***Dunalio spinosae-Baccharidetum latifoliae*****,**
10-12: ***dodonaeetosum viscosae*****,** 13-16: ***echinopsietosum cuzcoensis*****,** 17-18: ***adesmietosum verrucosae***
(*Baccharidetea latifoliae, Mutisio-Baccharidetalia, Mutisio-Ophriosporion*)

Inventario nº	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18
Área (m²)	50	30	50	50	30	100	100	100	50	100	200	100	100	100	100	100	200	200
Altitud (m)	3606	3120	3123	3124	3138	3365	3274	3370	3610	2834	2600	2604	3733	3744	3559	3477	3524	3524
Pendiente (%)	-	-	-	-	-	-	-	20	-	-	-	-	55	60	50	50	35	30
Orientación	-	-	-	-	-	-	-	NE	-	-	-	-	SE	SE	N	SE	NW	N
Características de asociación y alianza																		
Baccharis latifolia	4	4	.	3	.	.	.	2	4	4	3	.	1	.	2	2	3	4
Dunalia spinosa	+	1	1	2	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	2	2
Mutisia acuminata	+	.	4	4	.	.	.	1	3	.	.	.	1	1	2	.	1	.
Cantua buxifolia	.	.	.	.	.	+	1	1	.	+	.	.	1	1	.	.	1	1
Ophryosporus peruvianus	1	1	.	.	3	.	.	1	.	.	.	.	+	.	1	4	.	.
Proustia oblongifolia	.	.	.	.	.	3	.	.	.	.	+	1	2	3	.	1	.	.
Calceolaria rhacodes	.	1	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Gochnatia lanceolata	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	+	1	.	.	.
Cynanchum tiaratum	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Lupinus mutabilis	.	.	.	.	2	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Diferenciales de subasociaciones																		
Dodonaea viscosa	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	2	2	.	.	.	.	.	.
Abutilon arequipense	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	1	.	.	.	.	.	.
Echinopsis cuzcoensis	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	1	1	+	.	.
Adesmia verrucosa	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	1
Características de orden y clase																		
Kageneckia lanceolata	.	.	.	.	.	.	+	4	.	1	1	1	3	4	3	2	.	.
Opuntia subulata	.	.	.	+	.	.	.	.	+	.	.	.	1	1	+	.	.	.
Minthostachys spicata	1	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	+	.	1	.	.	.	.
Colletia spinosissima	.	.	.	.	.	.	.	3	.	.	.	.	.	1	+	1	.	.
Gynoxys longifolia	2	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	1	.
Stevia mandonii	.	.	.	1	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	1
Clematis peruviana	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	1	.	.	1	.
Senna birostris	.	.	.	.	.	1	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.
Muelenbeckia hastulata	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Compañeras																		
Grindelia tarapacana	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	+	.	4	1	1	2	.	.
Caiophora cirsiifolia	.	2	1	1	1	.	.	+	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Proustia berberidifolia	1	.	.	.	.	.	2	.	.	.	.	.	1	.	1	.	.	.
Diplostephium tacorense	.	.	.	.	.	2	3	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	1
Coreopsis fasciculata	.	.	.	.	.	3	4	.	.	.	.	.	1	.	+	.	.	.
Urtica flabellata	.	+	+	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Senecio phylloleptus	.	1	.	.	1	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Ambrosia arborescens	.	1	.	.	1	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Calceolaria inamoena	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	1	+	.	.	.
Gnaphalium cheiranthifolium	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	1	1	.	.
Tarasa operculata	.	.	.	.	+	.	.	.	.	.	+	.	.	.	.	.	.	.
Baccharis buxifolia	.	.	.	.	.	1	2	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Corryocactus brevistylus	.	.	.	.	.	+	+	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Spergularia congestifolia	.	.	.	.	.	+	+	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Jarava ichu	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1
Gochnatia arequipensis	.	.	.	.	.	.	.	.	.	+	1	.	.	.	.	.	.	.
Schinus molle	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	3	.	.	.	.	.	.
Senecio chiquianensis	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	+	.	.

Otras plantas: *Erodium cicutarium* +, *Corryocactus puquiensis* +, *Bartsia* sp. +, *Grindelia bergii* +, *Bomarea involucrosa* + en 1; *Sicyos baderoa* + en 3; *Nassella pubiflora* 1 en 6; *Opuntia soehrensii* 1 en 7; *Lycianthes lycioides* 1 en 8; *Lupinus paruroensis* 1 en 9; *Trixis cacaloides* +, *Croton ruizianus* 2 en 10; *Ambrosia artemisioides* 1, *Baccharis salicifolia* + en 11; *Astragalus garbancillo* +, *Adesmia miraflorensis* 2 en 13; *Junellia juniperina* +, *Balbisia weberbaueri* +, *Alonsoa acuminata* + en 16; *Calceolaria pisacomensis* +, *Achyrocline alata* +, *Plazia daphnoides* 1 en 17; *Baccharis tricuneata* + en 18.

Localidades: 1- Huambo [18L 0812041, 8262978]; 2-5- Machaguay [2- 18L 0767698, 8268117; 3- 18L 0767885, 8268154; 4- 18L 0767881, 8268234; 5- 18L 0767840, 8268415]; 6- De Cahuacho hacia Ayacucho [18L 0662116, 8284180]; 7, 10-12- Cahuacho [7- 18L 0660705, 8281623; 10- 18L 0664912, 8270047; 11- 18L 0666603, 8264785; 12- 18L 0666186, 8263060]; 8, 13-16- Pampamarca [8- 18L 0724388, 8324553; 13- 18L 0723553, 8324245; 14- 18L 0723525, 8324294; 15- 18L 0720687, 8325046; 16- 18L 0724125, 8324442]; 9- Andagua [18L 0783752, 8285628]; 17 y 18- Chiguata [19K 0249781, 8187019].

Tabla 6

Senecio nutantis-Parastrephietum quadrangularis
(*Calamagrostietea vicunarum, Parastrephietalia lepidophyllae, Azorello-Festucion*)

Inventario nº	1	2	3	4	5	6	7	8
Área (m²)	200	200	200	200	200	200	200	200
Altitud (m)	4350	4228	4111	4345	4298	4255	4242	3907
Pendiente (%)	10	20	10	35	30	15	-	15
Orientación	W	W	NE	NW	NW	NW	-	W
Carácterísticas de asociación y alianza								
Senecio nutans	1	1	1	1	1	1	1	1
Parastrephia quadrangularis	2	3	3	3	3	3	3	3
Festuca orthophylla	1	1	2	4	4	4	4	4
Azorella compacta	3	2	3	+	1	1	2	.
Stipa obtusa	.	1	1	.	.	.	.	.
Senecio spinosus	.	.	1	.	.	.	.	.
Características de orden y clase								
Baccharis tricuneata	1	1	1	.	.	1	1	1
Deyeuxia vicunarum	.	1	1	+	.	.	1	.
Jarava ichu	.	2	1	.	.	.	.	2
Ephedra rupestris	.	.	+	.	.	+	.	.
Deyeuxia heterophylla	.	.	.	.	.	.	1	1
Perezia coerulescens	+	.	.	.	.	.	.	.
Astragalus arequipensis	.	1	.	.	.	.	.	.
Deyeuxia breviaristata	.	+	.	.	.	.	.	.
Opuntia lagopus	.	.	1	.	.	.	.	.
Astragalus uniflorus	.	.	+	.	.	.	.	.
Tetraglochin cristatum	.	.	+	.	.	.	.	.
Adesmia spinosissima	.	.	+	.	.	.	.	.
Baccharis buxifolia	.	.	.	.	1	.	.	.
Senecio graveolens	.	.	.	.	+	.	.	.
Festuca rigescens	.	.	.	.	.	2	.	.
Azorella diapensioides	.	.	.	.	.	1	.	.
Baccharis caespitosa	.	.	.	.	.	+	.	.
Poa candamoana	.	.	.	.	.	.	1	.
Lupinus paruroensis	.	.	.	.	.	.	.	1
Hypochaeris meyeniana	.	.	.	.	.	.	.	1
Belloa longifolia	.	.	.	.	.	.	.	+
Adesmia miraflorensis	.	.	.	.	.	.	.	+
Compañeras								
Lupinus saxatilis	.	+	.	.	.	+	1	.
Polylepis rugulosa	.	.	+	.	.	.	.	1
Nototriche turritella	.	.	.	1	+	.	.	.

Otras plantas: *Senecio adenophylloides* 1, *Antochloa lepidula* 1 en 1; *Perezia multiflora* + en 2; *Erigeron incanum* + en 5; *Senecio rudbeckiaefolius* + en 6; *Jarava annua* 1 en 7; *Belloa piptolepis* + en 8.

Localidades: 1-3- Entre el Coropuna y Chuquibamba [1- 18L 0740372, 8268855; 2- 18L 0740624, 8266329; 3- 18L 0739279, 8264296]; 4-8- entre la laguna Salinas y Chiguata [4- 19K 0257288, 8188965; 5- 19K 0255890, 8189349; 6- 19K 0254923, 8188886; 7- 19K 0252983, 8187325; 8- 19K 0252272, 8188195].

Tabla 7

1-8: ***Parastrephio quadrangularis-Festucetum dolichophyllae***,
9-14: ***festucetosum orthophyllae,*** 15-19: ***agrostietosum gelidae***
(*Calamagrostietea vicunarum, Parastrephietalia quadrangularis, Azorello-Festucion*)

Inventario nº	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19
Área (m²)	100	100	100	100	100	100	100	100	200	200	200	200	200	100	100	100	50	25	50
Altitud (m)	4076	4007	3971	3958	3917	3917	3911	3907	4299	4311	4264	4268	4261	3970	4153	4196	4175	4165	4169
Pendiente (%)	30	20	60	25	40	15	20	30	30	35	5	43	50	-	20	50	50	30	60
Orientación	S	SE	SW	S	S	E	NW	NW	S	S	NW	N	N	-	E	E	W	N	SW
Características de asociación y alianza																			
Festuca dolichophylla	2	4	4	4	4	4	4	4	4	4	2	4	4	4	3	4	5	4	4
Parastrephia quadrangularis	.	2	2	2	3	2	2	1	3	2	4	2	2	2	2	1	.	.	.
Poa candamoana	.	.	1	1	.	1	1	.	2	1	.	1	1	+	1	1	1	1	+
Senecio spinosus	.	1	1	.	.	.	.	.	1	1	.	.	.	.	.	.	1	.	1
Opuntia ignescens	.	.	.	.	+	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1
Diferenciales de subasociaciones																			
Agrostis gelida	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	2	2	1	3	3
Lupinus saxatilis	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	1
Festuca orthophylla	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	1	.	.	1	.	.	.	.	.
Senecio nutans	.	.	.	.	.	.	.	.	.	+	1	1	1	.	.	.	.	.	.
Pycnophyllum molle	.	.	.	.	.	.	.	.	.	+	.	1	1	.	.	.	.	.	.
Deyeuxia cabrerae	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.
Características de orden y clase																			
Baccharis tricuneata	2	2	.	1	1	1	1	.	.	1	.	.	.	1	2	1	1	2	2
Jarava ichu	1	2	.	.	2	2	2	2	1	1	+	+	+	1	.	1	.	.	.
Tetraglochin cristatum	.	1	1	.	.	1	1	1	2	2	2	.	1	1	1	1	.	+	.
Paranephelius ovatus	.	1	2	.	1	1	1	1	.	.	.	.	.	+	.	1	.	+	1
Deyeuxia vicunarum	.	1	.	1	1	+	.	.	1	1	.	1	2	.	.	1	.	.	.
Coreopsis fasciculata	.	1	1	.	1	1	1	1	.	.	.	.	.	.	.	.	+	1	1
Deyeuxia curvula	.	.	.	1	.	.	.	.	1	1	1	2	1	1	.	.	.	.	.
Deyeuxia heterophylla	.	.	.	1	.	.	.	.	1	.	1	.	1	1	1	.	.	.	.
Belloa longifolia	.	1	.	.	.	1	1	1	.	.	.	.	.	.	.	.	2	.	.
Plantago sericea	.	.	.	.	.	.	1	.	+	+	.	1	2	.	.	.	.	.	.
Chersodoma jodopappa	.	.	1	.	.	.	.	.	.	+	.	.	1	.	.	.	.	.	1
Ephedra rupestris	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	1	+	+	.	.	.	.	.	.
Lupinus paruroensis	.	.	.	.	.	.	.	.	+	1	.	1	1	.	.	.	.	.	.
Plantago linearis	.	.	+	+	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.
Nassella pubiflora	.	.	.	.	1	1	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Bartsia camporum	.	.	.	.	.	.	.	.	+	.	1	.	1	.	.	.	.	.	.
Geranium sessiliflorum	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	+	.	.	.	.
Gomphrena meyeniana	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	+	.	.	.	.
Adesmia spinosissima	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	+	.	.	.
Senecio evacoides	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.
Opuntia soehrensii	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Echinopsis pampana	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Astragalus arequipensis	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Quinchamalium procumbens	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Senecio graveolens	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.
Dissanthelium macusaniense	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	2	.	.	.	.	.
Compañeras																			
Nassella mucronata	+	1	.	.	.	.	.	+	1	1	1	2	1	.	.	1	+	1	.
Trifolium amabile	.	1	.	.	1	1	1	1	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.
Muhlenbergia peruviana	.	.	.	3	.	.	.	.	1	1	.	1	1	1	.	.	.	.	.
Bartsia elongata	.	.	1	.	.	+	.	.	.	.	.	.	.	.	.	+	1	.	.
Bromus catharticus	.	.	.	.	1	.	+	+	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.
Perezia pungens	+	+	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	+	.	.	.
Vulpia megalura	.	.	1	.	3	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Azorella diapensioides	.	.	.	.	.	.	.	.	+	.	.	1	+	.	.	.	.	.	.
Tagetes multiflora	.	+	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Bidens pilosa	.	.	.	.	1	.	.	+	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Lupinus microphyllus	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	1	.	.

Otras plantas: *Gillia laciniata* + en 3; *Lepechinia meyenii* 3 en 5; *Nassella depauperata* +, *Schkuhria multiflora* 1, *Bouteloua simplex* 1, *Chaetanthera peruviana* + en 6; *Hordeum muticum* 1, *Solanum acaule* +, *Galium corymbosum* +, *Cyperus andinus* +, *Hypochaeris chillensis* + en 7; *Erodium cicutarium* +, *Lepidium chichicara* + en 8; *Baccharis caespitosa* 1, *Mutisia arequipensis* 1 en 12; *Erigeron incanus* +, *Hypochaeris eriolaena* +, *Gnaphalium dombeyanum* + en 13.

Localidades: 1-8, 15-19- Callalli [1- 19L 0238243, 8280555; 2- 19L 0238189, 8283783; 3- 19L 0239682, 8284021; 4- 19L 0239654, 8284025; 5- 19L 0239186, 8284191; 6- 19L 0238894, 8284201; 7- 19L 0238816, 8284170; 8- 19L 0238742, 8284181; 15- 19L 0238119, 8282938; 16- 19L 0238342, 8283196; 17- 19L 0238315, 8283242; 18- 19L 0238320, 8283268; 19- 19L 0238349, 8283962]; 9-13- entre Pampamarca y Sayla [9- 18L 0722283, 8323941; 10- 18L 0722319, 8323956; 11- 18L 0722856, 8322582; 12- 18L 0722841, 8322698; 13- 18L 0722849, 8322620]; 14- cuevas de Mollepunco [19L 0241561, 8280111].

Tabla 8

1-6: *Parastrephio lucidae-Festucetum orthophyllae deyeuxietosum cabrerae,*
(*Calamagrostietea vicunarum, Parastrephietalia quadrangularis, Azorello-Festucion*)

Inventario nº	1	2	3	4	5	6	7 9	8 11	9 3
Área (m^2)	2 0 0	2 0 0	2 0 0	2 0 0	2 0 0	2 0 0	-	-	-
Altitud (m)	4 6 4 0	4 6 0 2	4 5 3 1	4 5 6 3	4 4 7 2	4 4 9 6	-	-	-
Pendiente (%)	2 0	3 0	1 0	-	1 0	-	-	-	-
Orientación	E	E	E	-	W	-	-	-	-
Características de asociación y alianza									
Parastrephia lucida	3	2	3	2	2	2	IV	+	I
Festuca orthophylla	.	1	1	1	4	3	V	V	III
Azorella compacta	2	3	3	2	.	.	.	V	.
Senecio spinosus	.	.	.	+	.	+	III	+	.
Opuntia ignescens	.	.	.	.	.	.	I	IV	.
Baccharis genistelloides	.	.	.	.	.	.	.	+	.
Diferenciales de subasociación									
Deyeuxia cabrerae	2	1	+	+	1	2	.	.	.
Características de orden y clase									
Deyeuxia vicunarum	1	1	1	1	1	1	IV	III	.
Pycnophyllum molle	1	1	1	1	1	1	III	III	.
Jarava ichu	.	.	2	3	.	4	I	III	.
Senecio nutans	+	.	.	+	.	.	I	II	II
Deyeuxia curvula	.	.	.	1	1	.	II	III	I
Baccharis tricuneata	.	.	.	.	.	.	II	II	III
Parastrephia quadrangularis	.	.	.	.	.	.	III	III	II
Tetraglochin cristatum	.	.	.	.	.	.	IV	II	.
Chersodoma jodoppapa	.	.	.	.	.	.	.	+	III
Ephedra rupestris	.	.	.	.	.	.	II	III	.
Baccharis incarum	.	.	.	.	.	.	I	IV	.
Lupinus paruroensis	.	.	.	.	.	.	I	II	.
Bartsia diffusa	.	.	.	.	.	.	I	II	.
Nassella brachyphylla	.	.	.	.	.	.	I	+	.
Poa candamoana	.	.	.	.	1	.	.	.	.
Displostephium tovarii	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Nassella pubiflora	.	.	.	.	.	.	.	.	III
Astragalus garbancillo	.	.	.	.	.	.	.	.	I
Adesmia spinosissima	.	.	.	.	.	.	.	II	.
Echinopsis huotii	.	.	.	.	.	.	I	.	.
Astragalus pusillus	.	.	.	.	.	.	I	.	.
Luzula racemosa	.	.	.	.	.	.	I	.	.
Plantago sericea	.	.	.	.	.	.	I	.	.
Senecio graveolens	.	.	.	.	.	.	I	.	.
Hypochaeris taraxacoides	.	.	.	.	.	.	.	I	.
Baccharis caespitosa	.	.	.	.	.	.	.	I	.
Nassella nardoides	.	.	.	.	.	.	.	+	.
Anatherostipa rigidiseta	.	.	.	.	.	.	.	+	.
Perezia coerulescens	.	.	.	.	.	.	.	+	.
Aciachne pulvinata	.	.	.	.	.	.	.	+	.
Oxalis pachyrrhiza	.	.	.	.	.	.	.	+	.
Nassella asplundii	.	.	.	.	.	.	.	+	.
Deyeuxia intermedia	.	.	.	.	.	.	.	+	.
Compañeras									
Azorella diapensioides	.	.	+	+	.	1	.	.	.
Belloa piptholepis	.	.	.	.	.	.	II	III	I
Xenophyllum poposum	.	.	.	.	1	.	.	I	.
Festuca rigescens	+	.	1	.	.	.	.	.	.
Werneria aretioides	.	.	.	.	.	.	II	.	.
Werneria apiculata	.	.	.	.	.	.	I	+	.
Dissanthelium calycinum	.	.	.	.	.	.	I	+	.

Otras plantas: *Deyeuxia brevifolia* 1 en 3; *Pycnophyllum* sp. 1, *Pycnophyllum weberbaueri* + en 5; *Poa aequigluma* 1 en 6; *Nototriche obcuneata* II, *Dissanthelium peruvianum* II, *Arenaria serpens* II, *Senecio humillimus* II en 7; *Chuquiraga rotundifolia* I, *Polylepis rugulosa* I, *Avena* sp. I en 9.

Localidades: 1-6- Pampas del Coropuna [1- 18L 0732288, 8302819; 2- 18L 0732297, 8302853; 3- 18L 0733039, 8301729; 4- 18L 0734372, 8300616; 5- 18L 0737679, 8299124; 6- 18L 0741439, 8288871]; 7- *Parastrephio lucidae-Festucetum orthophyllae* (Galán de Mera *et al.*, 2003); 8- *Parastrephio lucidae-Festucetum orthophyllae azorelletosum compactae* (Galán de Mera *et al.*, 2003); 9- *Diplostephio tovarii-Festucetum orthophyllae* (Galán de Mera *et al.*, 2009).

Tabla 9

1-6: *Sisyrincho tinctorii-Plantaginetum australis*
(*Plantaginetea australis, Marchantio-Epilobietalia, Mimulion glabrati*)

Inventario nº	1	2	3	4	5	6	7 10	8 14	9 17	10 8
Área (m^2)	5	50	5	50	50	50	-	-	-	-
Altitud (m)	3913	3931	3911	3906	4176	4176	-	-	-	-
Pendiente (%)	-	15	15	2	20	20	-	-	-	-
Orientación	-	E	NE	NE	E	E	-	-	-	-
Características de asociación y alianza										
Deyeuxia rigescens	1	3	3	2	3	3	I	IV	.	.
Eleocharis albibracteata	1	1	2	4	.	.	.	.	I	.
Mimulus glabratus	2	1	.	+	.	.	.	.	III	II
Sisyrinchium tinctorium	.	.	.	.	1	1	IV	.	.	.
Polypogon interruptus	.	.	.	.	.	.	V	I	IV	.
Eleocharis costulata	2	.	.	.	.	1	.	.	.	.
Gentiana sandiensis	.	.	.	.	.	2	.	.	.	.
Características de orden y clase										
Alchemilla pinnata	5	4	5	5	4	4	IV	III	+	.
Plantago australis	.	.	.	1	3	2	V	V	+	.
Juncus ebracteatus	.	1	.	1	.	.	IV	III	+	.
Rorippa nasturtium-aquaticum	.	1	.	.	.	.	V	.	I	V
Veronica anagallis-aquatica	.	.	.	.	.	.	III	.	II	IV
Eleocharis filiculmis	.	.	.	.	.	.	V	V	.	II
Scirpus cernuus	.	.	.	.	.	.	.	V	+	.
Epilobium denticulatum	.	.	.	.	.	.	IV	.	+	.
Carex bonplandii	.	.	.	.	.	.	V	V	.	.
Juncus arcticus	.	.	.	.	.	.	I	III	.	.
Juncus bufonius	.	.	.	.	.	.	.	.	+	.
Cotula coronopifolia	.	.	.	.	.	.	.	.	I	.
Hydrocotyle bonariensis	.	.	.	.	.	.	.	.	I	.
Plantas de Plantagini-Distichietea muscoidis										
Catilleja fissifolia	.	2	2	.	.	.	.	.	.	.
Lilaeopsis macloviana	2	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Plantago tubulosa	.	.	.	+	.	.	.	.	.	.
Compañeras										
Trifolium amabile	1	1	1	2	1	3	.	.	.	.
Poa annua	1	1	4	3	.	.	.	.	I	.
Hordeum muticum	.	.	1	1	.	.	.	III	+	.
Festuca dolichophylla	.	.	+	+	1	1	.	.	.	.
Polypogon elongatus	.	.	.	.	.	.	I	I	.	II
Poa candamoana	.	.	+	.	+	.	.	.	.	.
Sonchus oleraceus	.	.	.	.	.	.	.	.	+	I
Geranium sessiliflorum	.	.	.	.	+	+	.	.	.	.
Sonchus asper	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Rumex obtusifolius	.	.	.	.	.	.	.	.	.	I
Halenia umbellata	.	.	.	.	.	.	II	I	II	.
Rumex crispus	.	.	.	.	.	.	I	.	I	IV

Otras plantas: *Bouteloua simplex* + en 1; Musgos 5 en 2; *Vulpia megalura* 1, *Veronica peregrina* 1, *Cyperus* sp. 1 en 3; *Nassella pubiflora* +, *Bidens triplinervia* +, *Lepidium chichicara* +, *Bidens pilosa* + en 4; *Cerastium glomeratum* +, *Muhlenbergia peruviana* 4, *Luzula racemosa* 1 en 5; *Deyeuxia vicunarum* 1 en 6; *Medicago hispida* I, *Melilotus indica* +, *Distichlis spicata* +, *Pennisetum clandestinum* II, *Bromus catharticus* +, *Galinsoga parviflora* +, *Chenopodium petiolare* + en 7; *Rumex cuneifolius* IV en 9; *Dactylis glomerata* I en 10.

Localidades: 1-6- Callalli [1- 19L 0238792, 8284167; 2- 19L 0238856, 8284192; 3- 19L 0239052, 8284185; 4- 19L 0239323, 8284138; 5- 19L 0208389, 8283113; 6- 19L 0238373, 8283087];; 7- *Sisyrincho tinctorii-Plantaginetum australis* (Gutte, 1986); 8- *Calamagrostio rigescentis-Plantaginetum australis* (Gutte, 1986); 9- *Mimulo glabrati-Polypogonetum interrupti* (Galán de Mera *et al.*, 2011 inéd.); 10- *Veronica anagallis-aquatica-Nasturtium officinale* community (Gutte, 1986).

Arnaldoa 18(2): 145 - 150, 2011 ISSN: 1815 - 8242

Efecto del estrés hídrico inducido por manitol en el contenido relativo de agua en *Physalis peruviana* L.

Effect of mannitol-induced water stress on relative water content in *Physalis peruviana* L.

Jaime G. Espinoza-Carbajal, Jorge E. Castro-Silupú,Roberto C. Guillén-Valdiviezo, Irene C. Julca-Chávez & José L. Castillo-Zavala.
Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional de Trujillo, Av. Juan Pablo II s/n, Trujillo – PERÚ. *jgec83@hotmail.com*

Resumen

Durante el proceso de crecimiento y desarrollo de las plantas, los procesos fisiológicos son afectados por el estrés hídrico, provocando en las plantas respuestas a diferentes niveles, los que involucren regulaciones en el contenido hídrico y cambios en el metabolismo como la acumulación de solutos compatibles entre otros metabolitos. En el presente estudio, se ha evaluado el contenido relativo de agua en hojas de *Physalis peruviana* L. "uchuva" Solanaceae sometidas a diferentes niveles de estrés hídrico inducido por manitol. El contenido relativo de agua (CRA) se determinó de acuerdo a la fórmula descrita en Kramer (1974). Se evidenció una disminución en el CRA de las hojas de *P. peruviana* sometidas a concentración de 200 mM de manitol, obteniéndose 72.737% y 77.887% de CRA para los 2 y 4 días de evaluación respectivamente. De esta manera, se determinó que el manitol a la concentración de 200 mM disminuye el CRA en plantas de *P. peruviana* L. Los datos obtenidos fueron procesados mediante el ANAVA y la prueba de comparación de medias Duncan; realizándose también el análisis de regresión lineal; todos los test se consideraron significativos a $p<0.05$.
Palabras Clave: *Physalis peruviana* L., estrés hídrico, manitol, contenido relativo de agua.

Abstract

During the process of growth and development of plants, physiological processes are affected by water stress, resulting in plant responses to different levels, involving regulations on water content and metabolic changes such as accumulation of compatible solutes other metabolites. In this study, we evaluated the relative water content in leaves of *Physalis peruviana* L. "uchuva" Solanaceae subject to different levels of water stress induced by mannitol. The relative water content (RWC) was determined according to the formula described in Kramer (1974). It showed a decrease in the RWC of the leaves of *P. peruviana* under concentration of 200 mM mannitol, obtained 72,737% and 77,887% of RWC for the 2 and 4 days respectively reviews. Thus, it was determined that the mannitol concentration of 200 mM decreases the RWC in plants of *P. peruviana* L. The collected data were processed by ANOVA and mean comparison test Duncan also carried out linear regression analysis, all tests were considered significant at $p <0.05$.
Key words: *Physalis peruviana* L., water stress, mannitol, relative water content.

Introducción

Physalis peruviana L. "uchuva", es una Solanaceae originaria de los Andes sudamericanos (Perú, Ecuador, Colombia y Bolivia); llega a medir hasta un metro aproximadamente. Presenta ramificación dicotómica y pubescencia fina y blancuzca en tallos y hojas. Los frutos son bayas esféricas de un centímetro de diámetro que contienen hasta 120 semillas por fruto (Sánchez, 2002; López *et al.*, 2008; Vilcapoma, 2007).

En las zonas donde se cultiva esta planta, los pobladores utilizan el fruto en su alimentación, ya que es una excelente fuente de vitaminas A y C, proteínas, fósforo y complejo vitamínico B (Sánchez, 2002; López *et al.*, 2008; Vilcapoma, 2007). Además, el consumo de esta fruta es provechosa para el control de la diabetes, anemia, aumenta la capacidad de la resistencia física, posee cualidades adelgazantes, purifica la sangre, tiene propiedades diuréticas y es eficaz en el tratamiento de afecciones de la garganta y próstata, actuando también como antiparasitario y tranquilizante (Grisales *et al.*, 2008; Góngora, 2006).

El fruto de *P. peruviana* L. posee un gran potencial agroexportador. En el Perú, crece en la costa, sierra y selva, produciendo hasta 30 t/ha; adecuándose a los distintos tipos de climas y suelos (Sánchez, 2002; Vilcapoma, 2007).

El conocimiento de las relaciones hídricas entre la planta y el medio, como de los mecanismos de regulación en plantas expuestas a deficiencia de agua, pueden contribuir al entendimiento de las diferentes capacidades de respuesta de las especies vegetales a esta condición; lo cual, seria de utilidad en la selección de especies o variedades para ser cultivadas en ambientes donde el recurso agua puede ser deficiente (Ashraf &Harris, 2004; Taiz & Zeiger, 2006; Rodríguez, 2006).

En un ambiente natural, las plantas están expuestas a factores ambientales adversos, los cuales afectan su crecimiento y desarrollo. Dentro de estos, el agua puede convertirse en el factor limitante más frecuente en la actividad agrícola, repercutiendo básicamente en la disminución de la productividad de los cultivos, ocasionando pérdidas económicas en las cosechas (Larcher, 2003; Reigosa & Sánchez, 2004; Ashraf & Harris, 2004; Avendaño *et al.*, 2008; Çakir, 2004).

Las plantas constantemente están absorbiendo agua del sustrato donde crecen, así como lo están perdiendo mediante la transpiración; por lo que se hace necesario un adecuado abastecimiento para su normal crecimiento y desarrollo. La disponibilidad de agua para las plantas puede ser crítica, en zonas áridas donde las fuentes de este recurso son deficientes, y puede agudizarse cuando se incrementa la concentración de sales en el suelo; consecuentemente alterando la homeostasis celular (Reigosa & Sánchez, 2004; Stcudle, 2000).

La disponibilidad de agua influye primariamente en la turgencia celular, condición que dirige el crecimiento de las células. Cuando hay deficiencia de agua se desencadena perturbaciones a nivel metabólico y de transporte inhibiendo el crecimiento celular (Shinosaki & Yamaguchi, 1997). El movimiento del agua en los tejidos vegetales ya sea por ósmosis, proteínas canales o a través del apoplasto, como consecuencia de un diferencial de potencial hídrico, permite mantener la turgencia necesaria; y cuando el factor agua se torna deficiente, se dice que la planta entra en un estado de estrés hídrico (Ashraf & Harris, 2004; Taiz & Zeiger, 2006; Salisbury & Ross, 2000).

Una planta puede adaptarse a un factor de estrés, adquiriendo tolerancia a esta condición extrema, es decir, la planta puede activar mecanismos que le permitan mantener un metabolismo casi normal (Reigosa & Sánchez, 2004; Taiz & Zeiger, 2006). Ante un factor de estrés abiótico, como el déficit hídrico, las plantas pueden responder mediante mecanismos moleculares, celulares, fisiológicos y bioquímicos (Nakashima *et al.*, 2009). Estos mecanismos, permitirán la osmorregulación o ajuste osmótico en la planta para enfrentar la falta de agua. El conocimiento de estos mecanismos de respuesta, posibilitan la implementación de nuevas estrategias para el manejo y mejoramiento de los cultivos en condiciones de estrés hídrico (Taiz & Zeiger, 2006; Rodríguez, 2006; Griffiths & Parry, 2002).

La osmorregulación o ajuste osmótico, permite mantener las células turgentes al disminuir su potencial hídrico, como consecuencia del aumento de compuestos de diversa naturaleza química, denominados osmolitos o solutos compatibles. Es así como, las células radiculares son capaces de absorber agua en suelos con bajos potenciales hídricos, para poder mantener el crecimiento radicular y de toda la planta. Además, el ajuste osmótico permite a las plantas tener la capacidad para expresar mecanismos adaptativos que eviten la disminución de la fotosíntesis, alteraciones en la translocación y distribución de los fotoasimilados y pérdidas en rendimientos (Ashraf & Harris, 2004; Munns, 2002). Así como el aumento de osmolitos, el transporte del agua por acuaporinas, el cierre estomático, el transporte de iones a través de sistemas selectivos y no selectivos de sodio y potasio localizados en las membranas biológicas, son algunos de los mecanismos reconocidos en las plantas que les permiten adaptarse y tolerar los cambios en el potencial hídrico (Shinosaki & Yamaguchi, 1997). También, bajo estas condiciones de estrés, el incremento en los niveles de acido absícico (ABA), fitohormona asociada a la percepción del estrés osmótico a nivel del tonoplasto y membrana plasmática ha sido reportado en varios trabajos (Nakashima, 2009; Rodríguez, 2006; Zhu, 2003; Zhang *et al.*, 2001).

Dada la diversidad de especies de interés económico en nuestro país y la variedad de suelos y climas cambiantes donde crecen, se hace necesaria la evaluación de diferentes parámetros que permitan establecer la capacidad de respuesta de las especies a este factor de

estrés y así poder optimizar su rendimiento. Una especie con un gran potencial nutricional y agroindustrial es *Physalis peruviana* L. "uchuva", la que se está cultivando en pequeñas áreas en zonas donde el agua puede ser un factor limitante para su crecimiento y desarrollo; por lo que es importante evaluar las respuestas de esta especie ante el estrés hídrico; para lo cual se evaluó el contenido relativo de agua en plantas de *P. peruviana* L. después de ser sometida a diferentes niveles de estrés hídrico.

Material y métodos

Material vegetal

Se utilizaron plantas de *P. peruviana* L. "uchuva" obtenidas a partir de semillas procedentes del Jardín Botánico Municipal de la Cuidad de Trujillo en el Departamento de La Libertad. Se colocaron a germinar 120 semillas, las cuales fueron previamente desinfectadas con hipoclorito de sodio al 5% por 15 minutos; después de varios lavados con agua desionizada se colocaron en una cámara de germinación a una temperatura de 26±2 ºC, en oscuridad.

Condiciones de cultivo y Diseño experimental

Cuando las plántulas de *P. peruviana* L. presentaron raíces de 3 cm de longitud, fueron trasplantadas a un sistema hidropónico el cual estuvo formado por recipientes plásticos de 600 ml de capacidad, forrados con polietileno color negro, que contenían solución hidropónica La Molina (Rodríguez *et al.*, 2001),con oxigenación continua.

Las plantas crecieron en condiciones de invernadero, a una temperatura de 22±4 ºC, durante 60 días, procediéndose luego a la aplicación de los diferentes tratamientos utilizando un diseño en bloques al azar. Los tratamientos estuvieron constituidos por la solución hidropónica La Molina y por las distintas concentraciones de manitol (Tabla 1), las cuales generaron diferentes niveles de estrés hídrico, y fueron evaluados a los 0, 2 y 4 días de aplicados. Cada tratamiento estuvo constituido por 10 plantas con tres replicas por tratamiento.

Determinación del Contenido Relativo de Agua (CRA)

Se realizó en hojas de *P. peruviana* L. a los 0, 2 y 4 días de aplicados los tratamientos. Registrándose el peso fresco (PF) de cada hoja, luego se mantuvo en agua por 12 horas para la obtener el peso túrgido (PT) y después de someter el material vegetal a secado hasta obtenerse un peso constante, el que fue registrado como peso seco (PS). El contenido relativo de agua se determinó de acuerdo a la fórmula descrita en Kramer (1974): CRA=(PF–PS)/(PT–PS)*100

Tabla 1. Tratamientos con diferentes concentraciones de manitol (mM)

Tratamientos	[ ] Manitol (mM)		Sol. hidropónica La Molina
Control	0	+	▯
T1	100	+	▯
T2	200	+	▯

Procesamiento Estadístico

Para ver la significancia del efecto del estrés hídrico en plantas de *P. peruviana* L. se realizó el análisis de varianza y la prueba de contraste múltiple de rangos Duncan, para cada fecha de evaluación. La significancia de las variaciones individuales, se obtuvieron mediante una regresión lineal entre los factores y el contenido relativo de agua. Todos los test estadísticos se consideraron significativos a un $p<0.05$.

Resultados

Las plantas de *Physalis peruviana* L. "uchuva" sometidas a diferentes niveles de estrés hídrico inducido por manitol, reflejaron cambios en el contenido relativo de agua (CRA) evaluado en hojas. Se observó que conforme aumentaban las concentraciones de manitol, el CRA de las hojas de *P. peruviana* disminuía (Tabla 2, Fig. 1). A los 2 días de evaluación se encontraron diferencias estadísticamente significativas ($p<0.05$) en el CRA, por efecto de los niveles de estrés hídrico inducidos por manitol; mostrando que las plantas de *P. peruviana* sometidas a la concentración de 200 mM de manitol presentaron el menor CRA (72.737 %), mientras que las plantas sometidas a la concentración de 100 mM y 0 mM de manitol mostraron CRA de 84.810 % y 93.043 % respectivamente. A los 4 días, el ANAVA realizado, reflejó diferencias significativas en los CRA de los tratamientos, teniendo como mayor CRA en las hojas de las plantas de *P. peruviana* del tratamiento con 0mM de manitol (92.878 %) y el menor CRA fue registrado en hojas de las plantas sometidas a la concentración de 200mM de manitol (77.887 %) (Tabla 2).

El análisis de regresión entre el CRA y las concentraciones de manitol a los 2 y 4 días, mostraron relación entre la variación del CRA y los niveles de estrés hídrico inducidos por las concentraciones de manitol; así mismo, se obtuvieron porcentajes de asociación de 97.023% y 96.613% para los 2 y 4 días respectivamente. En el análisis de regresión, realizado entre el CRA y el factor tiempo, mostró la existencia de una relación estadísticamente significativa para un nivel de confianza del 95% para éstas variables, reflejando también una asociación del 23.683%.

Discusión

El estado hídrico de una planta se puede establecer mediante la estimación del contenido relativo de agua (CRA). En nuestro estudio, observamos una ligera disminución del CRA en plantas que fueron sometidas a concentraciones de 100 y 200 mM de manitol evaluadas a los 4 días de aplicado los tratamientos; a pesar de ser una ligera disminución del CRA, a sido suficiente para que los tejidos vegetales pierdan turgencia. Los diferentes valores registrados en el CRA en las plantas de *P. peruviana* sometidas a la concentración de 200 mM de manitol, analizadas tanto a los 2 como a los 4 días de aplicados los tratamientos, podrían estar relacionados con los mecanismos de respuesta de éstas a este factor estresante. Cuando las plantas están expuestas a niveles elevados de sales y variación en la disponibilidad de agua en el suelo, deben de ocurrir cambios en el flujo de agua de tal manera que las células y los tejidos se adapten a esta situación adversa.

La disponibilidad de agua en los suelos es uno de los factores ambientales que ocasiona la disminución de los potenciales hídrico y osmótico del suelo, reflejándose en el estado hídrico de la planta; es decir, la planta pierde agua, por lo que la planta debe de mantener un potencial hídrico más negativo que el sustrato asegurando así la absorción del agua (Heldt, 2005; Reigosa & Sánchez, 2004). Ante esta situación, se ha establecido que la inducción de una señal (ABA) en la raíz, la que llega hasta las hojas a través del proceso de transpiración, induce el cierre estomático (Taiz & Zeiger, 2006; Salisbury & Ross, 2000; Heldt, 2005; Christman, *et al.*, 2005) disminuyendo de esta manera la pérdida de agua.

El estado hídrico foliar interactúa con la conductancia estomática y con el proceso de transpiración bajo deficiencia hídrica; observándose a menudo una alta correlación entre el potencial hídrico foliar y la conductancia estomática (Medrano *et al.*, 2002). La absorción de agua se lleva a cabo gracias al mayor potencial osmótico de la raíz con respecto al suelo y que ocurre cuando las células dejen de estar turgentes (Reigosa & Sánchez, 2004; Taiz & Zeiger, 2006; Heldt, 2005; Nobel, 2002).

Numerosas investigaciones sugieren que el mantenimiento del estado hídrico de las plantas, las acuaporinas, proteínas canales de membrana (PIP), juegan un papel importante en el control del movimiento del agua en la células de la raíz y las células TIP a nivel del tonoplasto, las que son responsables del control del agua transcelular, para restablecer y mantener la homeostasis celular de los cambios en el potencial osmótico ocasionado por la presencia de sales y por la disponibilidad de agua en el suelo (Vandelerur, 2009; Heldt, 2005; Nobel, 2009; Zhang *et al.*, 2001; Chaman, 2007).

Las plantas para poder completar sus estados fenológicos en un medio donde hay poca disponibilidad de agua, deben realizar una serie de mecanismos para mantener su crecimiento y desarrollo. Dentro de estos mecanismos, se tiene al bioquímico-molecular, el cual es fundamental para la secuencia de respuestas frente a un agente estresante. En este mecanismo, la activación de genes frente a una señal

Tabla 2. Contenido relativo de agua (%), en hojas de *P. peruviana* L. evaluadas a los 0, 2 y 4 días de ser sometidas a las soluciones con diferentes concentraciones de manitol (mM).

	Concentraciones de Manitol								
	0 Mm			100 mM			200 mM		
DÍAS	X	±	ES	X	±	ES	X	±	ES
0	93.762 a	±	0.484	95.922 a	±	0.481	94.868 a	±	0.870
2	93.043 a	±	0.619	84.810 b	±	1.056	72.737 c	±	0.662
4	92.878 a	±	0.347	85.757 b	±	1.000	77.887 c	±	0.895

*Letras distintas representan diferencia estadística significativa, según el contraste múltiple de rangos Duncan, p<0.05

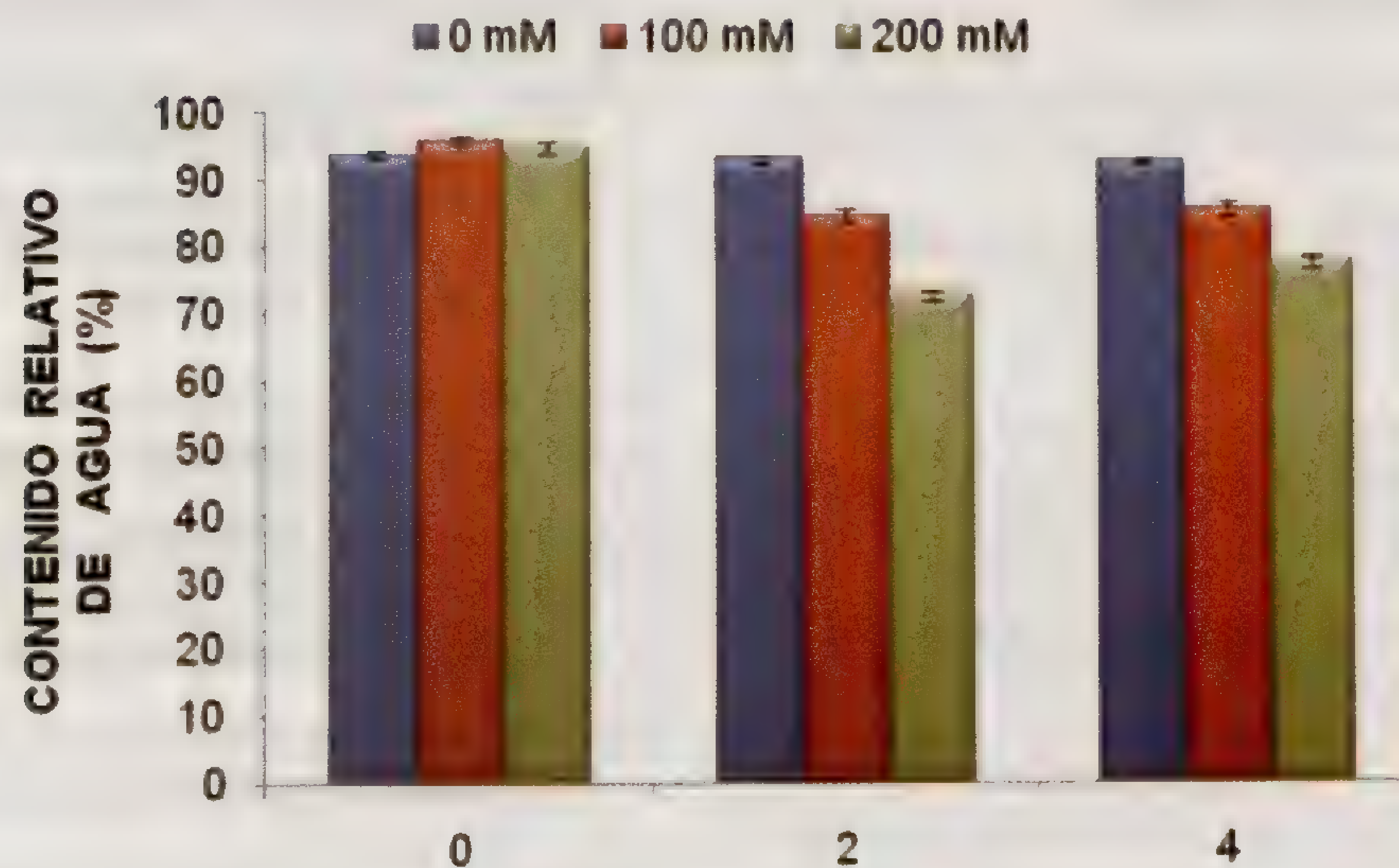


Fig. 1. Contenido Relativo de agua (%) de hojas de *Physalis peruviana* L. sometidas a diferentes niveles de estrés hídrico inducidos por manitol (mM), evaluadas a los 0, 2 y 4 días de aplicado los tratamientos. Las barras verticales representan el error estándar (n=3).

de estrés es la iniciación del proceso de osmorregulación o ajuste osmóticode las plantas frente a un factor de estrés (Vandelerur, 2009; Mundree *et al.*, 2002).

Cuando disminuye la turgencia celular, se activan genes específicos, llevándose a cabo una reacción en cadena dentro del cual están los mecanismos de transducción que procesa, amplifica y traduce las señales celulares al núcleo, con la participación de segundos mensajeros. Uno de los más importantes es la hormona vegetal ácido abscísico (ABA), pero no es el único regulador implicado en la respuesta al estrés hídrico. También, se han identificado a las proteínas LEA (late embryogenesis abundant proteins) y se ha constatado su importancia en la tolerancia a la deshidratación, tanto en tejidos embrionarios como en tejidos vegetativos. Entre los genes inducidos por el ABA están el le25 y le4 los que son exclusivos para especies de tomate(Nakashima *et al.*, 2009; Griffiths & Parry, 2002; Mundree *et al.*, 2002; Floris *et al.*, 2009).

Mayoría de las transcripciones de los genes identificados son relacionadas con el metabolismo, la energía, la biosíntesis de proteínas de defensa celular, la transducción de señales y el transporte. Estos procesos bioquímicos, en respuesta a una señal de estrés, influyen en la síntesis de solutos compatibles (prolina, glicina-betaína, azucares, entre otros), los cuales realizan el ajuste osmótico, acumulándose en la célula, pero sin influir en el metabolismo de la planta (Ashraf, 2004; Steudle, 2000; Nakashima *et al.*, 2009).

Diferentes experiencias han reportado, que el contenido relativo de agua es un parámetro que evidencia el efecto del estrés abiótico; siendo así, en el cultivo de *Capsicum annuum* sometido a estrés con NaCl se demostró, que el contenido relativo de agua disminuye considerablemente cuanto mayor es la concentración de agente estresante (Chaman, 2007). También, en *Oryza sativa*, se encontró que el CRA tiene una disminución significativa, evidenciando también altos niveles de prolina, implicado en el ajuste osmótico (Rodríguez *et al.*, 2006). El estudio realizado por Chaman *et al.*, (2004) en plántulas de *Hordeum vulgare* L. reveló que el estrés hídrico en éstas fue evidenciado por el aumento de prolina y de la actividad peroxidasa, dejando entrever que el estrés hídrico afectó considerablemente al contenido relativo de agua de estas plántulas, sugiriendo que el aumento de estos compuestos podrían estar relacionados con la susceptibilidad al estrés hídrico.

Conclusiones

El efecto del estrés hídrico en plantas de *Physalis peruviana* "uchuva", inducido por manitol, fue evidenciado por la disminución del contenido relativo de agua a concentraciones de 200 mM de manitol.

Un efecto significativo del estrés hídrico inducido por manitol, fue evidenciado por la interacción del tiempo al cual fueron sometidas las plantas de *P. peruviana* con las concentraciones de manitol.

Literatura citada

Ashraf, M. & P. Harris 2004. Abiotic stresses plant resistance through breeding and molecular approaches. Food products Press.725p.

Avendaño, CH.; J. Molina; C. Trejo; C. López & J. Cadena. 2008. Respuestas a los niveles de estrés hídrico en maíz. Agronomía Mesoamericana 19(1):27-37

Çakir, R. 2004. Effect of water stress at different development stages on vegetative and reproductive growth of corn.Field Crops Research 89:1-16.

Chaman, M.; P. Castillo; D. Tamayo & V. Medina. 2004. Respuestas de tres cultivares de *Hordeum vulgare* L. al estrés hídrico. Libro Resumen X Conabot. Trujillo-Perú. 298pp

Chaman, M. 2007. Variación en el contenido relativo de agua y la concentración de prolina en *Capsicum annuum* L. inducido por NaCl. Arnaldoa 14(2):251-258.

Christman, A.; T. Hoffmann; I. Teplova; E. Grill & A. Müller. 2005. Generation of active pools of abscisic acid revealed by in vivo imaging of water-stressed *Arabidopsis*.Plant Physiology 137:209-219.

Floris, M.; H. Mahgoub; E. Lanet; Ch. Robaglia & B. Menand. 2009. Post-transcriptional Regulation of Gene Expression in Plants during Abiotic Stress.Int. J. Mol. Sci.10:3168-3185

Griffiths, H. & J. Parry, 2002.Plant responses to water stress. Annals of Botany 89: 801-802

Grisales, N.; L. Orozco; O. Trillo & Cortés. 2008. Manual técnico para realizar cruzamientos dirigidos en uchuva (*Physalis peruviana* L.). Universidad Nacional de Colombia sede Medellín; Colombia.23p

Gongora, S. & G. Rojas. 2006. Incidencia de las enfermedades en uchuva *Physalis peruviana* L. por estado fenológico y de acuerdo con La ubicación en los diferentes estratos de la Planta, en el Departamento de Cundinamarca. Trabajo de grado presentado como requisito parcial para optar al título de Microbióloga agrícola y veterinaria. Pontificia Universidad Javeriana Facultad de Ciencias Básicas. Bogotá. 87p.

Heldt, W., 2005.Plant Biochemistry. Third edition; Elsevier Academic Press.United States of America. 657p

Kramer, P. 1974. Relaciones hídricas de los suelos y plantas. Edutex S.A.; México, 538p.

Larcher, W. 2003.Physiological Plant Ecology.4th ed. Springer. Germany; 231p.

Reigosa, N. & A. Sánchez. 2004. La Ecofisiología Vegetal: Una Ciencia de Síntesis. Edit Thomsom. España

López, A.; N. Guío; G. Fischer & D. Miranda. 2008. Propagación de uchuva (*Physalis peruviana* L.) mediante diferentes tipos de esquejes y sustratos. Rev. Fac. Nal. Agr. Medellín 61(1):4347-4357.

Medrano, H.; J.M. Escalona; J. Bota; J. Gulias & J. Flexas. 2002.Regulation of photosynthesis of C3 plants in response to progressive drought stomatal conductance as a reference parameter. Annals of Botany 89:895-905

Mundree, S.G.; B. Baker; Sh.Mowla; Sh. Peters; S. Marais; C. Willigen; K. Govender; A. Maredza; S. Muyanga; J. Farrant & J. Thomson. 2002. Physiological and molecular insights into drought tolerance. African Journal of Biotechnology 1(2): 28–38

Munns, M. 2002. Comparative physiology of salt and water stress. Plant, Cell and Environment 25; 239-250

Nakashima, K.; Y. Ito & K. Yamaguchi. 2009.Transcriptional regulatory networks in response to abiotic stress in *Arabidopsis* and Grasses. Plant Physiology149: 88-95.

Nobel, P. 2009.Physicochemical and Environmental Plant Physiology. Fourth Edition. Academic Press is an imprint of Elsevier.Canadá. 604p

Rodríguez, D.; L. Chang; R. Hoyos; & G. Falcón 2001. Soluciones Nutritivas en Hidroponía: Formulación y nutrición mineral. Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima – Perú.

Rodríguez, M.; E. Canales; C. Borroto; E. Carmona; J. López; M. Pujol & H. Borrás. 2006.Identification of genes induced upon water-deficit stress in a drought-tolerant rice cultivar. Journal of Plant Physiology163:577—584

Rodríguez, P. 2006. Physiological implications of osmoregulation in plants; Agronomía Colombiana24(1):28-37

Salisbury, F. & W. Ross. 2000.Fisiología de las Plantas; Paraninfo–Thomson Learning. Madrid – España. 575p.

Shinosaki, K. & K. Yamaguchi. 1997. Gene expression and signal transduction in water-stress response; Plant Physiol. 115; 327-334

Sánchez, S. 2002.Estudios fenológicos de uchuva (*Physalis peruviana* L.) en El Zamorano. Trabajo de graduación presentado como requisito parcial para optar al título de Ingeniero Agrónomo en el Grado Académico de Licenciatura. Honduras. 30p.

Stcudle, E. 2000.Water uptake by roots: effects to water deficit; J. Exp. Bot. 51(350); 1531-1542.

Taiz, L. & E. Zeiger. 2006. Plant Physiology.The Benjamin/ Cummings Publishing Company, Inc. 625p.

Vandelerur, R.; G. Mayo; M. Shelden; M. Gilliham; B. Kaiser & S.D. Tyerman. 2009. The Role of Plasma Membrane Intrinsic Protein Aquaporins in Water Transport through Roots: Diurnal and Drought Stress Responses Reveal Different Strategies between Isohydric and Anisohydric Cultivars of Grapevine.Plant Physiology 149:445–460.

Vilcapoma, S. 2007. Frutos Silvestres (Solanáceas) de la cuenca del río Chillón, Provincia de Canta, Lima – Perú.Ecología Aplicada 6(1-2): 23-32.

Zhang, S.; W. Outlaw & K. Aghoram. 2001.Relationship between changes in the guard cell abscisic-acid content and other stress-related physiological parameters in intact plants; Journal of Experimental Botany52 (355):301-308.

Zhu, J. 2003 Regulation of ion homeostasis under salt stress.Plant Biol. 6; 441-445

Arnaldoa 18(2): 151 - 158, 2011 ISSN: 1815 - 8242

Efecto del ácido indolacético (AIA) en el desarrollo *in vitro* de segmentos nodales de *Caesalpinia spinosa* (Mol.) Kuntze "tara"

Effect of indole acetic acid (IAA) in the *in vitro* development of nodal segments of *Caesalpinia spinosa* (Mol) Kuntze "tara"

Luis Javier Collantes Silva, Judith Georgette Alcalde Mosqueira & Julio Roger Chico Ruiz

Laboratorio de Fisiología Vegetal. Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad Nacional de Trujillo, Trujillo, PERÚ. lcollantes@ucv.edu.pe

Resumen

Caesalpinia spinosa (Fabaceae) es una especie forestal muy cotizada principalmente por sus taninos y gomas, pero se encuentra amenazada por las deforestaciones indiscriminadas, además presenta una baja capacidad de regeneración, tal situación nos obliga a pensar en el uso de la biotecnología como una alternativa eficiente para generar un sistema de multiplicación y regeneración por vía asexual *in vitro*. Como una alternativa, se planteó evaluar el efecto del ácido indolacético (AIA) en el desarrollo *in vitro* de segmentos nodales de *C. spinosa* (Molina) Kuntze "tara". Se aislaron y cultivaron segmentos nodales jóvenes en medio MS suplementado con sacarosa al 3%, fitagel al 0,25% y ajustándose a un pH de 5,5. Se realizaron tres tratamientos a concentraciones de 0.0 ppm, 0.5 ppm y 1 ppm de AIA. Se avaluaron la altura alcanzada y el número de hojas. Los resultados mostraron una mayor respuesta a concentraciones de 0.5 ppm de AIA a los 45 días de siembra.

Palabras clave: *Caesalipinia spinosa*, AIA (Ácido indolacético), propagación in vitro.

Abstract

Caesalpinia spinosa (Fabaceae) is an highly valued tree forest species mainly by its tannins and gums. However it is threatened by the indiscriminate deforestation, and has a low regeneration capacity, this situation forces us to think of the use of the biotechnology as an alternative efficient to generate a multiplication and regeneration system in vitro culture via asexual. As an alternative to evaluate the effect of the indole acetic acid (IAA) in the development in vitro of nodal segments of C. *spinosa* (Molina) Kuntze "tara". The young nodal segments were isolated and cultured on MS supplemented with 3% sucrose, 0.25% fitagel and pH 5,5. They were carried out three treatments to concentrations of 0.0 ppm, 0.5 ppm and 1 ppm of IAA. The height and the number of leaves were sized. To the 45 days of planting showed response at concentration 0.5 ppm of IAA.

Key words: *Caesalpinia spinosa,* indole acetic acid (IAA), propagation *in vitro*.

Introducción

Caesalpinia spinosa "tara" (Fabaceae), está ampliamente distribuida en América Latina, y en el Perú es una especie nativa. Es un arbusto robusto o árbol pequeño con la corteza espinosa gris, ramas delgadas y densamente frondosas. Presenta pinnas en 2-3 pares, con 8 pares de foliolos subsésiles y semillas rollizas, marrones oscuras. Es endémica de las lomas costeras o boscosas de los Departamentos de Amazonas, Ancash, Ayacucho, Cajamarca, Cuzco, Huánuco, Huancavelica, Ica, Junín, Lima, Madre de Dios, Piura y Tacna, ubicada entre los 0-3000 m. de altura (Ugent & Ochoa, 2006; De la Cruz, 2004).

La "tara" se encuentra al estado silvestre y poseen un inmenso potencial médico, alimenticio e industrial, siendo de gran utilidad para la producción de hidrocoloides o gomas, taninos y ácido gálico, entre otros. Además, es utilizada en la protección de suelos, especialmente cuando no se dispone de agua de riego, a fin de dar buena protección a muchas tierras que hoy están en proceso de erosión y con fines comerciales. El aprovechamiento de los frutos permite obtener numerosos productos de interés. La vaina representa el 62% del peso de los frutos y es la que precisamente posee la mayor concentración de taninos, que oscila entre 30 y 60%. Otro elemento

que se obtiene de los taninos, es el ácido gálico, que es utilizado como antioxidante en la industria del aceite, en la industria cervecera como un elemento blanqueante o decolorante, en fotografía, en curtiembre, manufactura del papel, en productos de farmacia y otros relacionados al grabado y litografía; las semillas, de uso forrajero, tienen en su composición porcentual en peso el 40% de cáscara, 27% de gomas, 26.5% de germen (almendra) con altísimo contenido de proteínas de gran concentración de metionina y triptófano de buena calidad; grasa y aceites que podrían servir para el consumo humano y 7.5% de humedad. De esta parte del fruto, se obtienen aceites, goma (usada para dar consistencia a los helados), harina proteica y derivados como: jabones, pinturas, barnices, esmaltes, tintes de imprenta, mantecas y margarinas comestibles, pues presenta un contenido de ácidos libres de 1,4% (ácido oleico) comercialmente aceptable por su baja acidez (De la Cruz, 2004; FAO, 1995).

Aunque *C. spinosa* se encuentre distribuida en la mayor parte de la Costa del Perú y en ciertas localidades de la Sierra, la sobreexplotación de este recurso, puede llegar a ocasionar consecuencias graves como la extinción de esta especie, tal situación nos obliga a pensar en el uso de la biotecnología como una alternativa eficiente para generar un sistema de multiplicación y regeneración de explantes a través del cultivo de segmentos nodales *in vitro*.

El cultivo de tejidos vegetales o cultivo *in vitro* de tejidos vegetales, es una técnica de reproducción en condiciones totalmente asépticas, en la que a partir de un pequeño segmento inicial de tejido es posible regenerar en poco tiempo miles o millones de plantas genéticamente iguales a la planta madre, cuando a este tejido le es aplicado un estímulo por medio de variables físicas y químicas controladas en un medio de cultivo. A diferencia de las técnicas tradicionales de cultivo, esta poderosa herramienta permite la propagación de grandes volúmenes de plantas en menor tiempo; así como, el manejo de las mismas en espacios reducidos. Por otro lado, la técnica es de gran utilidad en la obtención de plantas libres de patógenos; plantas homocigotas, en la producción de plantas en peligro de extinción, en estudios de ingeniería genética, etc. (Aceves, 2001; Pierik, 1990)

Una de las porciones de planta de las muchas que pueden servir como explante son los segmentos nodales, estos corresponden a porciones de tallo o microestacas que contienen al menos una yema axilar. La yema axilar en condiciones de cultivo dará origen por división celular a un incremento en el tamaño del tejido y una posterior diferenciación en vástago (tallo y hojas) y raíces. A partir de un tallo *in vitro* se puede disectar varias microestacas que darán origen a plantas completas (Aceves, 2001) .

El cultivo de segmentos nodales del tallo permite la multiplicación rápida de plantas fácilmente aclimatables y la conservación *in vitro* de diferentes variedades por tiempo indefinido, en un espacio limitado con menor exposición a los desastres naturales y de fácil multiplicación cuando se requiera. (Albarrán, *et al.*, 2003)

Se conoce que un gran número de especies en las cuales se puede fomentar la proliferación aleatoria de explantes, mediante la adición de una o varias citocininas y auxinas al medio básico; en consecuencia se puede inducir la formación de brotes y raíces ajustando las concentraciones de auxinas y citocininas (Bhojwani, 1983).

Una auxina muy conocida es el AIA, la cual es la mas importante, radicando su importancia en procesos como la división celular del cambium, diferenciación vascular, formación de raíces adventicias, dominancia apical y desarrollo de frutos. En general, la acción de las auxinas no es aislada y otras hormonas como el etileno, giberelinas y citoquininas también influyen, la respuesta a nivel celular, alargamiento o elongación de las células lo que ha permitido proponer la hipótesis del crecimiento por acidificación. Los usos de las auxinas en la esfera agrícola son muy diversos y se aplican de forma rutinaria en biofábricas, en los cultivos *in vitro* de material vegetal y en las plantaciones (Patten & Glick 1996; Bieto & Talon, 2000; Soberón, *et al.*, 2005).

Aun no existe información necesaria relacionada a la propagación "*in vitro*" de tara, pero si existen trabajos realizados en especies leñosas teniendo gran éxito en su aplicación. Esto motiva a utilizar la biotecnología con el fin de propagar asexualmente la tara "*in vitro*"

logrando así sistemas de multiplicación masiva que produzcan plántulas que puedan ser utilizadas en planes de reforestación. De esta manera, se podría cubrir en el futuro la demanda internacional de esta especie, disminuyendo la depredación indiscriminada de esta planta. Los objetivos del presente trabajo de investigación son propagar asexualmente *C. spinosa*, a partir de segmentos nodales y conocer la concentración mas eficiente de AIA para su regeneración.

Material y métodos

Se obtuvieron semillas de las vainas maduras de árboles de taya, la selección se realizó de acuerdo al tamaño, color e integridad física. Para estimular la germinación de semillas, teniendo en cuenta las características de sus cubiertas, se realizó pruebas de escarificación física y química. Las plántulas obtenidas fueron de 30 días de edad, teniendo en cuenta que éstas presenten de 3-4 nudos, con la finalidad de mantener la homogeneidad de la muestra (Fig 1a), de estas plántulas jóvenes se obtuvieron segmentos nodales (explantos) entre 1 y 1.5 cm de longitud (Fig. 1b). La experiencia se desarrolló en el laboratorio de Fisiología y Cultivos de Tejidos Vegetales de la Universidad Nacional de Trujillo.

Preparacion de medio de cultivo

El medio nutritivo basal fue el de Murashige y Skoog (1962) (MS) a la mitad de concentración, suplementado con vitaminas, sacarosa (3%), fitohormona (AIA) en 3 diferentes concentraciones y fitagel (0.3%), ajustándose el pH a 5,5; todos los componentes fueron mezclados y llevados a baño María para su homogenización.



Fig. 1. **A**: Plántulas de *C. spinosa* de 30 días de edad. **B**: Obtención de segmentos nodales de plántulas jóvenes de *C. spinosa*

El medio preparado se dispersó en frascos de vidrio en volumen de 2 ml, los que fueron sellados con papel aluminio y posteriormente se esterilizó en autoclave a 121°C a 1 atm de presión durante 15 minutos.

Tratamientos

Los diferentes tratamientos tuvieron las siguientes concentraciones de AIA en ppm: El Tratamiento 1 (T1), tuvo 0.0 ppm de AIA; el Tratamiento 2 (T2), tuvo 0.5 ppm de AIA y el Tratamiento 3 (T3), tuvo 1.0 ppm de AIA. Por cada tratamiento se hizo 40 repeticiones. Los explantes fueron expuestos a estos tratamientos15, 30 y 45 días.

Introduccion del explante

Una vez obtenidos los explantes se procedió a sembrar, se realizó el sembrado en una cámara aséptica, los frascos fueron rotulados indicando tratamiento y fecha de siembra; luego se llevaron a la sala de incubación con luz blanca, proporcionado por tres fluorescentes de 40 watts cada uno, fotoperíodo de 16:8 y temperatura promedio de 23°C. Las evaluaciones se realizaron cada 15 días.

Evaluación

La evaluación se realizó a los 15, 30 y 45 días y se anotaron los siguientes datos: altura de planta y número de hojas las cuales fueron sometidas a análisis estadísticos: promedio, desviación estándar y análisis de varianza con un nivel de significancia del 0,05.

Resultados

El desarrollo con respecto al número de hojas en las plántulas cultivadas *in vitro* frente a los tratamientos impuestos en el medio de cultivo, se encontró diferencias significativas entre ellos (ANAVA, $p<0,005$), mostrándose mayores promedios de numero de hojas en T2, y menor promedio en T3 (Tabla 1).

Tabla 1. Número de hojas promedio de *C. spinosa* obtenidos a partir de segmentos nodales a los 15, 30 y 45 días y a diferentes concentraciones de AIA.

Tratamiento		Número de hojas			Significancia
	[ ] AIA	15 D	30 D	45 D	
T1	0,0	2.36 ± 0.82	6.88 ± 0.91	15.16 ± 0.87	*
T2	0,5	2.26 ± 0.74	8.78 ± 0.81	17.16 ± 1.20	*
T3	1,0	2.00 ± 0.75	2.67 ± 0.86	5.83 ± 0.94	*

P< 0.005

En la Figura 3 observamos que a concentraciones de 0.5 ppm de AIA (T2) para el número de hojas por plántula de *C. spinosa* se presentan los promedios más altos a los 45 días de edad y a concentraciones de 1 ppm de AIA (T3) presentaron promedios mas bajos.

El desarrollo de la longitud en las plántulas cultivadas *in vitro* frente a los tratamientos impuestos en el medio de cultivo, se encontró diferencias significativas entre ellos (ANAVA, $p<0,005$), mostrándose mayores promedios de longitud de plántula en T2, y menor promedio en T3 (Tabla 2).

Tabla 2. Altura de planta promedio (cm) de *C. spinosa* obtenidos a partir de segmentos nodales a los 15, 30 y 45 días y a diferentes concentraciones de AIA.

Tratamiento		Altura de planta (cm)			Significancia
	[ ] AIA	15 D	30 D	45 D	
T1	0,0	0.13 ± 0.12	1.12 ± 0.18	1.67 ± 0.26	*
T2	0,5	0.12 ± 0.22	1.39 ± 0.20	1.93 ± 0.17	*
T3	1,0	0.10 ± 0.03	0.25 ± 0.08	0.41 ± 0.05	*

P< 0.005

En la Figura 4 observamos que a concentraciones de 0.5 ppm de AIA (T2) para la altura de plántulas de *C. spinosa* se presentan los promedios más altos a los 45 días de edad y a concentraciones de 1 ppm de AIA (T3) presentaron promedios mas bajos.

El mejor tratamiento para la formación de número de hojas y longitud de plántula, es el T2. (Fig. 5)

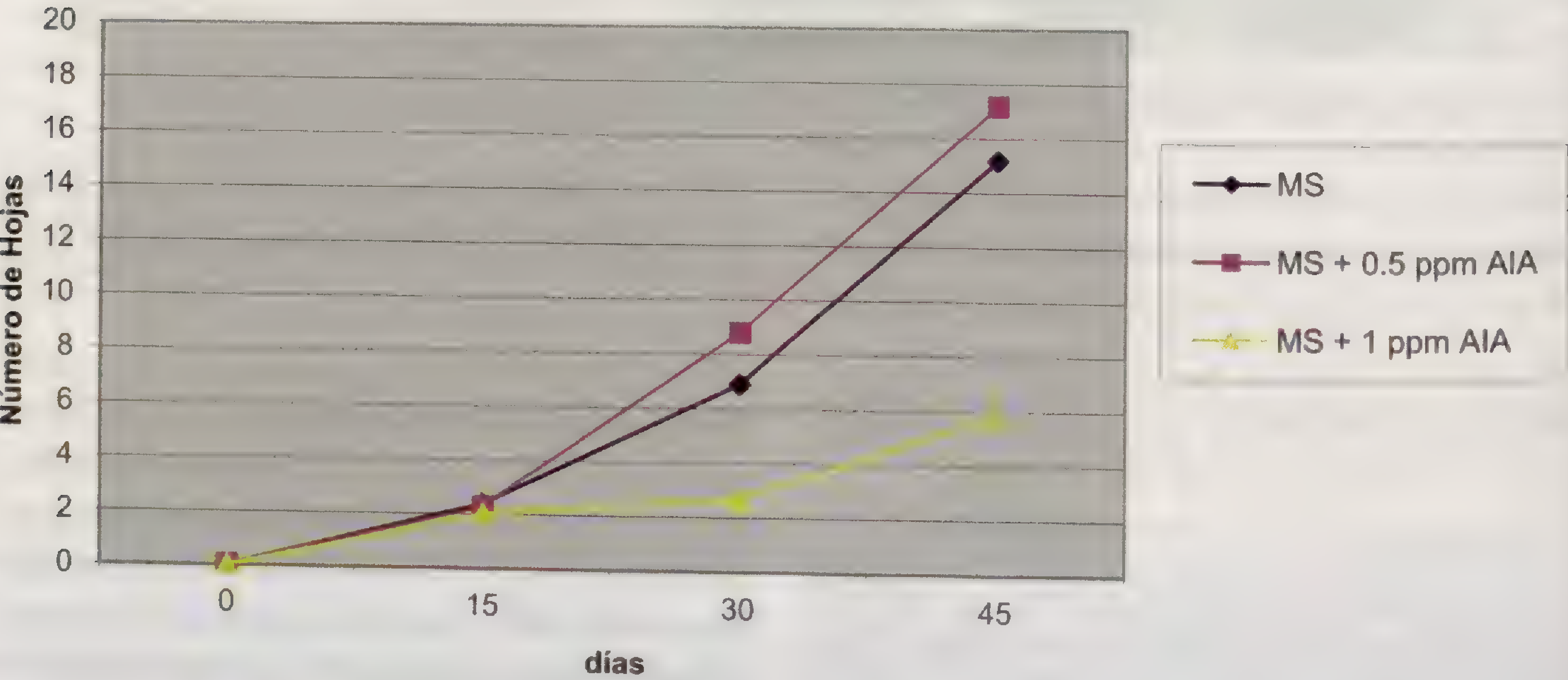


Fig.3. Número de hojas de *C. spinosa* a los 45 días de edad sometidos a diferentes concentraciones de AIA

Discusión

En la actualidad, la micropropagación se practica con éxito en especies hortícolas y más recientemente en especies leñosas (Roca & Mrogrinski, 1993). El mejor material vegetal de partida en especies leñosas suelen ser los segmentos nodales de brotes en crecimiento vigoroso (Brand, 1993), por lo que, se consideró utilizar segmentos nodales como explanto. Margara (1988) ha propagado clones por cultivo *in vitro* utilizando segmentos nodales, los cuales permiten que el brote se desarrolle a partir de las yemas, originando una organogénesis directa.

Los segmentos nodales han sido señalados como los explantes más recomendables para la propagación masiva de plantas (Khattak *et al.*, 1990; Fitchet, 1990). Sin embargo, Viloria (1993) y Rodríguez (1996) señalan problemas de contaminación, oscurecimiento y fenolizacion utilizando segmentos nodales en plantas leñosas; por lo que, discrepamos ya que hubo desarrollo del explanto; la contaminación y oscurecimiento fue mínimo, además no hubo problemas de fenolizacion, aunque esto depende de una adecuada desinfección del explanto, así como también el estado fisiológico de la planta de donde se obtuvo el explanto.

Los explantes jóvenes de *C. spinosa* son ideales para los diferentes tratamientos en los que son inducidos, esto concuerda con quien propone que los explantes adultos poseen menos rango de multiplicación celular respecto a los juveniles en plántulas de *Corylus avellana* (Messeguer & Melé, 1987)

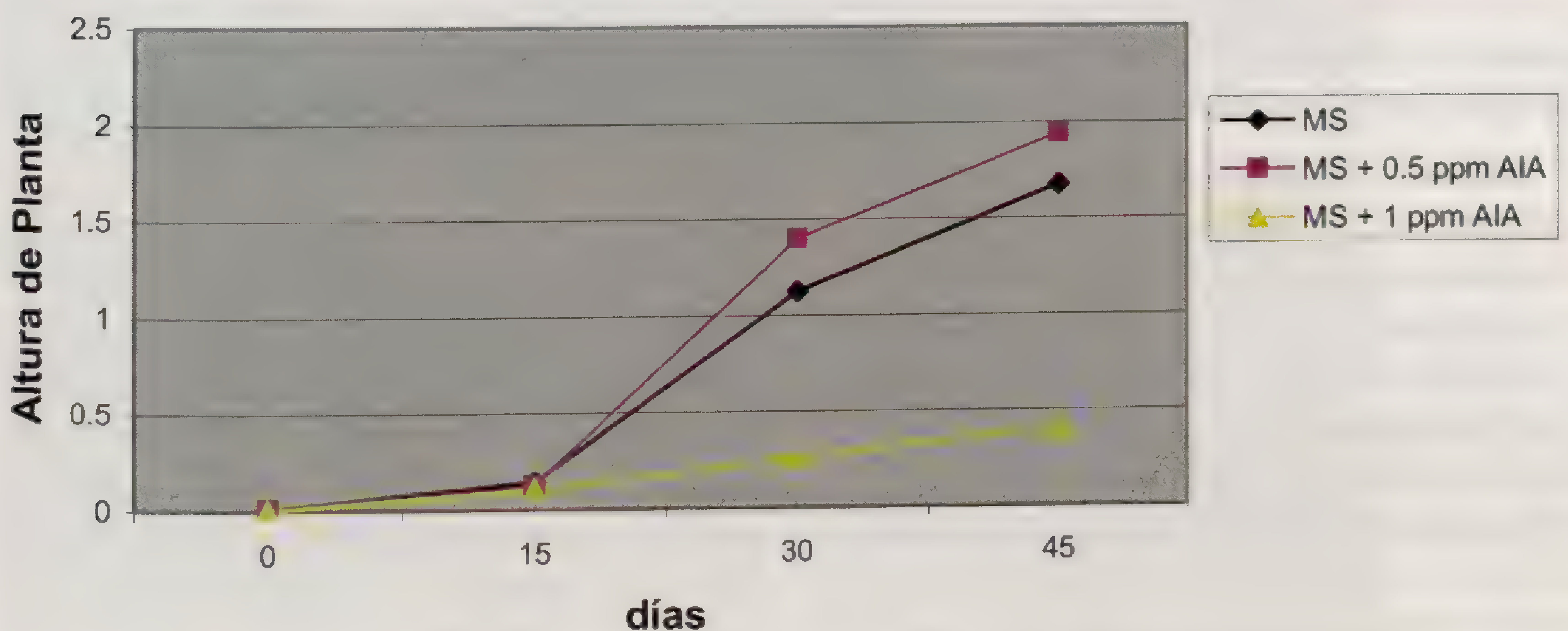


Fig. 4. Altura de plantas emergentes de *C. spinosa* a los 45 días de edad, sometidos a diferentes concentraciones de AIA.

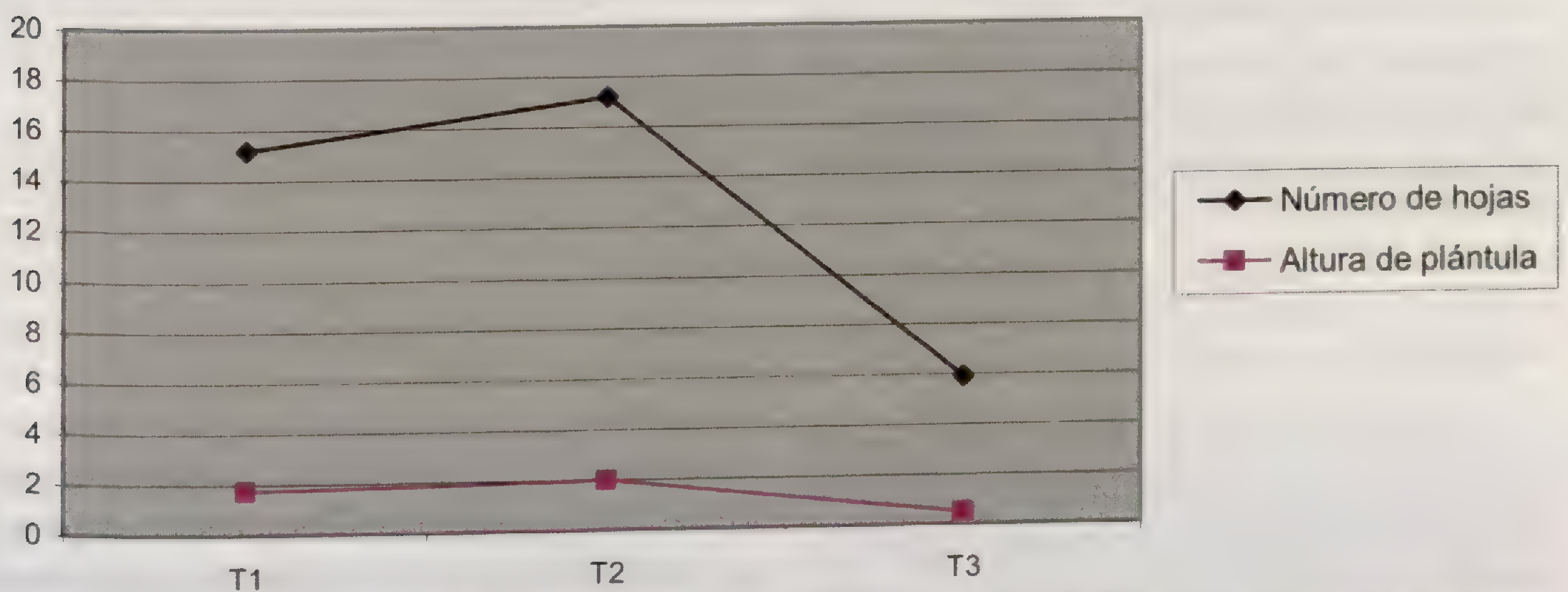


Fig. 5. Numero de hojas vs altura de plántula (cm) de *C. spinosa* expuestas a los diferentes tratamientos, a los 45 días de edad.

Según Calderón *et al.* (1993), a medida que aumentan los días de cultivo aumenta la aparición de hojas. Igualmente, en estudios realizados en avellano chileno, Mardones (1999) concluyó, que el número de verticilos se incrementa a medida que se aumenta el tiempo de permanencia de los microtallos en la cámara de cultivo. Lo cual concuerda con nuestro trabajo, ya que conforme avanzaron los días, existió mayor aparición de hojas a los 45 días de edad (Tabla 1, y Fig. 3).

De la Fig. 3 se desprende que el desarrollo de hojas alcanza su valor más alto en el tratamiento 2 (Fig. 6), aunque en el tratamiento 1 también existió desarrollo significativo de hojas (Fig. 7), siendo poco efectivo el tratamientos 1 (Fig. 8). La baja cantidad de hojas generadas en T3 (1 ppm AIA) se puede atribuir a la baja síntesis de citoquininas propias de la planta, indicando la existencia de una alta síntesis de auxinas en los tejidos o porque los niveles endógenos de auxinas se encuentran por sobre los de citoquininas (Mardones, 1999).

Hartmann *et al.* (1993) indicaron que la presencia de hojas ejerce una fuerte influencia estimulante en la iniciación de las raíces, y esto es porque los carbohidratos translocados de las hojas indudablemente contribuyen con la formación de raíces, sin embargo, los fuertes efectos promotores de raíces de las hojas se deben probablemente a otros factores más directos, las hojas son conocidas por ser poderosas productoras de auxina. Con lo que discrepamos, ya que existiendo mayor cantidad de hojas en el T2 (Fig. 6), no logró influenciar a la formación de raíces.

La mayor altura alcanzada en nuestros resultados corresponde a la concentración de auxina (AIA) a 0.5 ppm y menor en el tratamiento 3 (tabla 2 y Fig. 4), este coincide con Castillo (1973) quien utilizó auxina AIA a concentración de 0.3 ppm y obtuvo un mayor desarrollo longitudinal en *Pinus radiata*, por lo que, esta auxina promueve la elongación celular en base al grado de división celular desarrollado en el vegetal.

Al respecto, Hurtado & Merino (1994); Bartel (1997); Roca & Mroginski (1991), señalan que existe un control regido en gran proporción por los gradientes de las sustancias reguladoras del crecimiento, así mismo, el factor tiempo influye significativamente para que los explantes produzcan nuevas y visibles características morfogénicas, tal es así, que se mostró diferencias en los 3 tratamientos, dando mayores resultados en T2, (Fig.4 y Fig. 6), esto, se debería a la acción conjunta del tiempo de exposición y dosificación de la auxina AIA, y a la vez, por la capacidad de absorción de los tejidos por difusión , ya que se ha demostrado que la captación de la auxina por el tejido vegetal tiene lugar a velocidades suficientemente altas.

Salisbury & Ross (1978) indicaron, que el papel primario de las auxinas en la iniciación de las raíces parece ser una estimulación de las divisiones celulares, la cual es consistente con la promoción de auxinas de la actividad cambial. Cabe destacar, que al agregar auxinas (en este caso AIA) al medio, no hubo formación de raíces, pero hubo desarrollo en número de hojas y longitud del tallo.

Los reguladores del crecimiento, actúan como estimuladores del mismo en pocas cantidades y las concentraciones excesivas deprimen las plantas, o sea, actúan como inhibidores (Pierik, 1990), lo que confirma Tacoronte *et al.* (2004) donde existió mejor inducción y formación de brotes en aquellos medios sin auxina o con bajas concentraciones de las mismas; así como también, Severin *et al.* (2005) donde los mejores resultados se obtuvieron con segmentos nodales y en el medio diluido a la mitad sin reguladores de crecimiento obteniendo como resultado la mayor brotación. Concordamos con estos autores, ya que, en donde hubo menor concentracion de AIA y donde no hubo esta auxina, tratamiento 2 y tratamiento 1 respectivamente, alcanzaron un mayor desarrollo (Fig. 5).

Un tiempo mayor de exposición del explante a concentraciones hormonales altas, no resulta ser beneficioso por la presencia de callo o plántulas deformes esto se puede explicar por el efecto tóxico que se presenta en los tejidos por concentraciones elevadas de las hormonas (Hurtado & Merino, 1987), por lo que a concentración de 1 ppm de AIA hubo menor desarrollo a los 45 días, debido a que esta dosis de hormona es muy alto, no ocurriendo así con los tratamientos restantes. (ver Fig. 5).

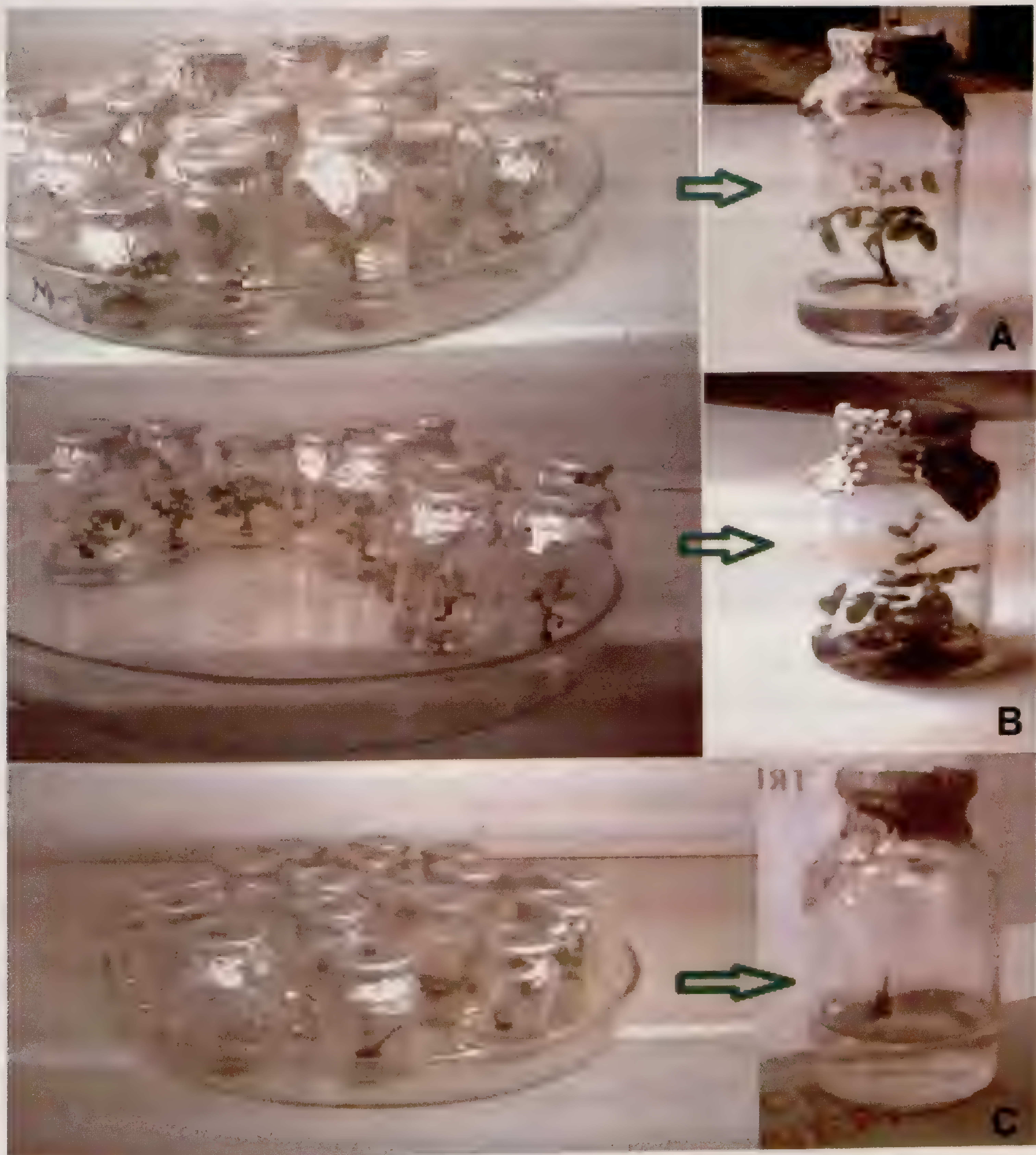


Fig. 6. Plántulas in vitro de *C. spinosa* a los 45 dias de edad, expuestas a las concentraciones de A: 0 ppm de AIA; B: 0.5 ppm de AIA y C: 1 ppm de AIA

Muchos autores señalan, que la combinación de ambos tipos de hormonas (citoquininas y auxinas) son necesarias para inducir un mayor número de brotes (Comunicación personal), por lo que discrepamos, ya que, en esta experiencia sólo se utilizó una auxina (AIA), logrando un desarrollo de los segmentos nodales.

Los resultados obtenidos, se deberían a un desencadenamiento fisiológico de la acción hormonal condicionado por la aplicación en interacción de los reguladores de crecimiento exógenos (dosificaciones de hormonas al medio). La mayoría de éstas están en pequeñas cantidades, en que los lugares de síntesis y sitios de acción generalmente son distintos, siendo, en algunos casos, activos en el mismo sitio de formación, por lo que, en general, presentan un amplio y diverso espectro de acción (Bidwell, 1990)

En general, todos los procesos de crecimiento "*in vitro*" son altamente dependiente de las interacciones de los reguladores naturales endógenos, y los análogos de los reguladores añadidos al medio, por lo tanto, el estado fisiológico del material vegetal es de mayor importancia (Aguila *et al.*,1997).

Conclusiones

Concluimos que la concentración encontrada de AIA 0.5 ppm, es la ideal para obtener plántulas *in vitro* con buena longitud y mayor número de hojas. Con esta experiencia nos va a ser posible propagar masivamente *C. spinosa*, mejorando en producción a escala comercial, creando bancos de germoplasma, así como también para planes de reforestación.

Literatura citada

Aceves, J. 1997 Propagación comercial de plantas ornamentales por cultivo *in vitro* de tejidos vegetales para beneficio social de la comunidad, Ciencia Administrativa, Vol. Nueva época, Número uno.

Águila, N.; M. Cases & J. Manzanera. 1997. Efecto de los reguladores del crecimiento en la regeneración de plantas *in vitro* de *Satureja fructicosa* Reunión de la Soc. esp. Fisiol. Veg y V Cong. Luso-Espanhol de Fisiol Veg. Libro de Resúmenes C9-4.

Albarrán, J.; F. Fuenmayor & M. Fuchs. 2003, Propagación Clonal Rápida de Variedades Comerciales de Yuca Mediante Técnicas Biotecnológicas, Revista Digital del Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias de Venezuela. Maracay – Venezuela

Azcon-Bieto, J. & M. Talón, 2000, fundamentos de Fisiología Vegetal. Editorial Mc. Graw – Hill Interamericana, Madrid-España.

Bartel, B. 1997. Auxin biosintesis. Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol. 48:51-66

Bhojwani, S. 1990. Plant Tissue Cultura. Applications and Limitations. Elsevier Science Publishers, B.V. Amsterdan.

Brand, M, R. 1993. Agar and ammonium nitrate influence by perhyydeicity, tissue nitrate and total nitrogen contento f serviceberry (Amelanchier arborea) shoots *in vitro*. Plant Cell, Tissue and Organ Culture. 35: 203-206.

Calderon-Baltierra, X.; F. Perez & A. Rotella. 1993. Micropropagación de una especie chilena en peligro de extinción: *Gomortega keule* (Mol.) Baillon (Magnoliopsidae, Gomortegaceae). Bosque (Chile), Vol. 14, N° 1, p. 23-28.

Castillo, P. 1973. Intervención de una citoquinina y de una auxina en la propagacion de *Pinus radiata*. Trabajo de Hablitacion para el ascenso de categoría en la Docencia Universitaria. Universidad Nacional de Trujillo. Trujilo-Perú.

De La Cruz, P. 2004. Aprovechamiento integral y racional de la tara *Caesalpinia spinosa - Caesalpinia tinctoria*. Rev. Inst. investig. Fac. minas metal cienc. geogr, jul./dic. , vol.7, no.14, p.64-73.

FAO. 1994, Dirección de Productos Forestales, Santiago – Chile.

Fitchet, P. 1990. Dimple guava established in tissue culture. Inligtings-bulletn Navorsinginstituut vir Sitrus en Subtropieses Vrugte 212: 5.

Gbhojwani, S. & M. Razdan. 1983. Plant Tissue Culture: Theory and Practice. Elsevier Science Publishers, B.V. Amsterdan.

Hartmann, H.; D. Kester & F. T. Davies. 1993. Plant propagation. Principles and Practices. Fifth edition. New Delhi, India. 647 p.

Hurtado, D. & M. Merino. 1994. Cultivo de Tejidos vegetales. 3° ed. Editorial Trillas, S. A. Mexico.

Khattak, M.; M. Malik & M. Khan. 1990. Effect of surface sterilization agents on *in vitro* culture guava (*Psidium guajava* L.) cv Safeda tissue. Sarhad Jornal of Agriculture 6 (2): 151-154.

Mardones, L. 1999. Recuperación de genotipos de avellano chileno (*Gevuina avellana* Mol.), mediante cultivo *in vitro* de embriones. Memoria de Título. Universidad de Concepción, Concepción, Facultad de Ciencias Forestales, Concepción, Chile. 40 p.

Margara, J. 1988. Multiplicación vegetativa y cultivo in vitro en meristemos y la organogénesis. Editorial Mundi-Prensa. Madrid, España. 162 p.

Messeguer, J. & E. Melé. 1987. *In Vitro* Propagation Of Adult Material and Seedlings of *Corylus avellana*. Acta Hort. (ISHS) 212:499-504

Mostacero, J. & F. Mejia. 1993. Taxonomita de Fanerógamas Peruanas, Trujillo – Perú.

Murashige, T. & F. Skoog. 1962. A revised médium for rapid growth and bioassays with tobacco tissues cultures. Physiol. Plant.

Patten, Ch. & B. Glick. 1996. Bacterial biosynthesis of Indole-3-acetic acid (review). Canadian Journal of Microbiology 42: 207-220.

Pierik, R. 1990. Cultivo *in vitro* de plantas superiores. Editorial Mund-Prensa. España.

Pierik, R. 1990. Department of Horticulture. Agricultural Univ. Wageningen. The Netherlands. Cultivo in vitro de las Plantas Superiores. Madrid: Edi Mundi Press.

Roca, W. & L . Mroginski. 1991. Cultivo de Tejidos en la Agricultura. Centro internacional de Agricultura Tropical. Cali. Colombia.

Rodríguez, J. 1996 II Simposio Internacional sobre Palmeras ornamentales y Monocotiledoneas tropicales. Tenerife.

Salisbury, F. & C. Ross. 1978. Plant Physiology. Second Edition. Wadsworth Publishing Company, Inc. Belmont, California, U. S. A. 422 p.

Severin, C.; D. Bruzzese; O. Di Sapio; M. Giubileo & S. Gattuso. 2005, Regeneración *in vitro* de *Aloysia citriodora* Palau (Verbenaceae) Número VIII

Soberón J.; E.Quiroga; A.Sampietro & M.Vattuone. 2005. Auxinas.Cátedra de Fitoquímica. Instituto de Estudios Vegetales. Universidad Nacional de Tucumán. San Miguel de Tucumán. Argentina.

Tacoronte, M.; M. Vielma & A. Mora. 2004. Propagación *in vitro* de caoba (*Swietenia macrophylla* King) a partir de yemas axilares. ACV, vol.55, no.1, p.7-12.

Ugent, D.& C.Ochoa. 2006. La Etnobotánica del Perú desde la Prehistoria al Presente, Lima – Perú.

Viloria, Z. 1993. Cultivo in vitro de nudos de guayabo (*Psidium guajava* L.). Fase I. La Universidad del Zulia. Facultad de

Arnaldoa 18(2): 159 - 166, 2011 ISSN: 1815 - 8242

Capacidad bioacumuladora de *Helianthus annuus* L. "girasol" sometidas a diferentes concentraciones de plomo

Bioaccumulative capacity of Helianthus annuus L. "sunflower" subjected to different concentrations of lead

Liz García Zare, Glauco Valdivieso Arenas, Lenin Pablo Ramirez, Jonatan García Zare & Julio Chico Ruíz
Facultad Ciencias Biológicas, Universidad Nacional de Trujillo Ciudad Universitaria, Av. Juan Pablo II s/n. PERÚ. *liz_garciaz@hotmail.com*

Resumen

Ciertas especies vegetales tienen capacidad para absorber, acumular y/o tolerar altas concentraciones de contaminantes como metales pesados, una de ellas es *Helianthus annuus* L. (Asteraceae) a quien se sometió a diferentes concentraciones de plomo y se evaluó su capacidad remediadora y bioacumuladora, utilizando tratamientos de 0, 500 y 1000 ppm de Pb, con tres repeticiones. Las semillas fueron sembradas y cultivadas en macetas con suelo de textura arenosa, en donde se aplicó los tratamientos en forma de solución de nitrato de plomo y fertilizantes, bajo condiciones de invernadero. Los resultados muestran que las plantas sometidas a 1000 ppm de Pb acumularon mayor cantidad de plomo, almacenándose la mayor parte en la raíz y en menor cantidad en tallo y hojas; sin embargo, a nivel de clorofilas, peso fresco, peso seco, longitud de raíz y longitud de tallo, presentó valores menores con respecto a los tratamientos de 0 y 500 ppm de Pb, por lo que nos permité concluir que *H. annuus* L. es una planta bioacumuladora, donde la raíz es el órgano con mayor capacidad de bioacumulación y, que el crecimiento se ve afectado a concentraciones mayores a 1000 ppm de plomo.

Palabras clave: Bioacumulación, *Helianthus annuus* L., plomo

Abstract

Certain vegetal species have the capacity to absorb, accumulate and tolerate high concentrations of contaminants as heavy metals, one of them is *Helianthus annuus* L. (Asteraceae) It was exposed to different lead concentrations for them evaluate its remedial and bioaccumulate capacity. There were three treatments 0 ppm Pb, 500 ppm Pb and 1000 ppm Pb, with three replicates. Seed of H. annuus L. were cultivated in pots in a sand solid where the treatments were applied solution of lead nitrate and fertilizers under greenhouse conditions. The results show that plants exposed to 1000 ppm Pb were the best lead accumulate, the most part of its went to the root and lesser extent in stems and leaves, however the level of chlorophyll, fresh weight, dry weight, root length and stem length, presented lower values respect to treatments with 0 and 500 ppm Pb. It is suggested that *H. annuus* L. is a bioaccumulate plant where the root have greater potential for bioaccumulation and high concentrations of lead affected growth in the plant.

Key words:Bioaccumulation, *Helianthus annuus* L., lead

Introducción

Uno de los problemas más señalados por la sociedad a nivel mundial y que ocupa un lugar importante en los programas sociales y políticos, es la progresiva degradación de los recursos naturales causada por los diferentes contaminantes tóxicos orgánicos e inorgánicos presentes en la atmósfera, agua, suelo y subsuelo, procedentes de diversas actividades naturales y antropogénicas, generando un irremediable deterioro en el ambiente. Un recurso natural muy afectado es el suelo, que se puede degradar por sustancias nocivas que se almacenan e incluso influyen negativamente en su comportamiento, como es, la disminución del rendimiento de los cultivos, con posibles cambios en la composición de sus tejidos con riesgo para la salud de los consumidores al ingresar determinados contaminantes a la cadena trófica (Porta, 1994; Pineda, 2004).

En las últimas décadas, el acelerado desarrollo industrial y crecimiento de la población ha generado serios problemas de contaminación por metales pesados,

provocando un incremento de su concentración en el ambiente y su migración a suelos no contaminados, que deterioran la calidad del suelo, del aire y del agua (Pineda, 2004), pudiendo seguir cuatro diferentes vías: quedar retenidos en el suelo, ya sea en la solución del suelo o bien fijados por procesos de adsorción, complejación y precipitación; también pueden ser absorbidos por las plantas y luego incorporarse a la cadena trófica; pueden además, pasar a la atmósfera por volatilización, y, finalmente, pueden movilizarse a las aguas superficiales o subterráneas (Roane & Perpper, 1996; Kachenko, 2007).

Los metales pesados como el Cu, Pb, Zn, Ni, Se, As, Cd, Hg, son considerados tóxicos para la mayor parte de organismos vivos, afectando el medio ambiente y la salud humana (Leland *et. al.*, 1999; Rigosa *et. al.*, 2004) el plomo (Pb), es uno de los mayores contaminantes del ambiente y altamente tóxico para el hombre (García, 2000; Gastañadui, 2003) la presencia de éste metal en el ambiente se debe principalmente a actividades como la industria, minería, fundición, uso de gasolinas, pinturas, etc y puede permanecer como residuo por 1000 a 3000 años sin ser degradado (Chaney & Ryan, 1994; Rodriguez & Rodríguez-Absi, 2006).

La preocupación, por la contaminación ambiental, ha motivado que los científicos encuentren alternativas que disminuyan o atenúen los niveles de concentración de los elementos más tóxicos; así tenemos, que la Agencia de Protección del Ambiente (EPA) establece, que si un suelo supera el límite máximo permitidos fijados en 300 a 500 mg de Pb kg-1 debe ser remediado (EPA, 1996). Por lo que, desde el punto de vista biológico, se han planteado posibles soluciones a la contaminación del ambiente, como es el caso, de la fitorremediación y la remediación bacteriana (Flores & Cortes, 2006).

La fitorremediación, es la captación de metales contaminantes por las raíces de las plantas y su acumulación en tallos y hojas; por lo que, se han utilizado muchas plantas para extraer los metales de suelo, de agua y de sedimentos, incluyendo el retiro de elementos radiactivos, y la mineralización posible de los compuestos orgánicos tóxicos (Tsao, 2003); usando diversas técnicas como es el caso de la fitodegradación, fitovolatilización, rizodegradación, fitoestabilización, rizofiltración y fitoextracción (Rigosa *et. al.*, 2004; Bailón, 2006).

El éxito de la fitorremediación, depende de identificar las especies vegetales que toleren el estrés, que acumulen los metales pesados y produzcan cantidades grandes de biomasa. En general, las plantas que acumulan más de 1000 mg/kg del Pb, se llaman los hiperacumuladoras y nos sirve como ejemplo *Thlaspi rotundifolium*, que puede acumular hasta 8.200 mg/kg; sin embargo, esta especie no es satisfactoria para la fitorremediación de Pb en los suelos contaminados debido a su tasa de crecimiento lenta y poca producción de biomasa (Hong-Yun *et. al.*, 2005).

Se reportan, que algunas especies pertenecientes a las Asteraceas, toleran altos niveles de metales pesados en comparación con otros grupos taxonómicos, y, se les ha propuesto como especies fitorremediadoras; entre las que destaca *Ageratum conyzoides*, *Sonchus oleraceus* como bioacumuladoras de plomo en sus tejidos (Xiong 1997; Davies *et. al.*, 2001); Asimismo, *Helianthus annuus* L. tiene capacidad para acumular metales y responder con alta biomasa radicular (Agroenfoque, 2007), no obstante, presenta baja tolerancia al cromo comparado con otras plantas acumuladoras (Shahandeh, 2000; Pena *et. al.*, 2006); además, tiene la capacidad de acumular altas concentraciones de uranio y cadmio en sus tejidos (tallo y raíz) con una razonable tolerancia (Simone *et. al.*, 2006); es por esta razón, es empleada en los procesos de fitorremediación acumulando y reciclando dichos metales excesivos en los suelos para promover la limpieza de suelos contaminados (Lin *et. al.*, 2003).

Dado que el plomo es frecuente encontrarlo en suelos contaminados, se propuso conocer la capacidad bioacumuladora de los órganos de *Helianthus annuus* L. "girasol" cuando son sometidos a diferentes concentraciones de plomo y evaluar su posible efecto en el crecimiento.

Material y métodos

Material biológico

Las semillas de *Helianthus annuus* L. "girasol" fueron colectadas de diferentes plantas, en la localidad

de Virú, Provincia de Virú, región La Libertad (durante los meses de Marzo-Abril, 2008).

Obtención de plántulas y condiciones de crecimiento. Desinfección de semillas. Las semillas de *H. annuus* L. fueron desinfectadas por inmersión en alcohol al 70% por un minuto, luego hipoclorito de sodio al 2.5% por cinco minutos y enjuagadas con agua destilada varias veces.

Germinación. El sustrato empleado para la germinación fue "arena fina de río", la que fue esterilizada para evitar el contagio por hongos y distribuidas en 200 vasos plásticos, en donde se colocaron 2 semillas, las cuales se mantuvieron húmedas con agua destilada y en condiciones semicontroladas de invernadero hasta su germinación, después de 20 días, las plántulas que presentaron el primer par de hojas verdaderas fueron utilizadas para trasplante (Pineda, 2004).

Trasplante. Se seleccionaron plántulas con características semejantes en tamaño, color, diámetro del tallo y número de hojas, se sembraron en macetas con 1.5 kg de capacidad, conteniendo como sustrato arena de río desinfectada y en cada maceta se colocó una plántula, con repeticiones de 10 plántulas (c/u en su respectiva maceta) por tratamiento (Fig. 1).

Tratamientos con soluciones de plomo

Las plántulas de *H. annuus* L. "girasol" con 20 días de germinación fueron sometidas a los siguientes tratamientos:

0 ppm de Pb solución........ tratamiento 1, testigo

500 ppm de Pb solución.........tratamiento 2

1000 ppm de Pb solución.......tratamiento 3

La experiencia consistió en preparar una solución patrón de 1,5984 g. de $Pb(NO_3)$ 2 en 1 litro de agua bidestilada para obtener 1000 ppm de plomo, de donde se obtuvieron diluciones para la aplicación de los tratamientos y contaminar artificialmente el sustrato que sostenían a las plántulas, distribuyéndose 200 ml de la solución entre las 10 macetas de cada tratamiento, la aplicación se realizó en las plántulas con 20 días de edad, repitiendo la aplicación 15 días después, con la intensión de renovar el medio; concentración de 500 ppm de plomo se considera como una cantidad que rebasa las cantidades promedio en el suelo que indica una inminente contaminación, la concentración de 1000 ppm de plomo se estableció con la intensión de ejercer una presión extra en las plantas (Temmerman *et. al.*,1984; EPA, 1996).



Fig. 1. Plántulas de *Helianthus annuus* "girasol" transplantadas y seleccionadas

El riego fue aplicado con soluciones nutritivas, a un pH entre 5.5 y 6.5, (Azcón-Bieto & Talón, 2001) ajustado con HCl 1N y KOH 2N, los volúmenes de riego aplicado fueron suficientes para evitar stress hídrico (Agroenfoque, 2007); así mismo, la experiencia se realizó en condiciones de invernadero a temperatura ambiente 25±2 ºC.

Duración del experimento. El tiempo recomendado para completar el estudio con plantas de *H. annuus* L. es de aproximadamente 50 días (Davies *et. al.*, 2001), nuestra experiencia tuvo duración de 60 días para asegurar la confiabilidad de los datos; tomando como referencia para la evaluación a 20 días de iniciado el experimento (40 días de germinación) y 40 días de iniciado el experimento (60 días de germinación).

Análisis cuantitativos de acumulación de plomo. El espectrofotómetro de absorción atómica (EAA) Perkin Elmer Analyst 300 HGA800 fue usado para cuantificar el contenido de plomo acumulado en cada uno de los órganos vegetales de las plantas de *H. annuus* L, las cuales fueron evaluadas a los 40 y 60 días de edad. De cada tratamiento se eligió 5 plantas de las cuales se separaron las raíces, tallos y hojas, se tomaron sus pesos frescos y luego fueron guardados en sobres de papel rotulado para determinar su peso seco utilizando una estufa (Simone *et. al.*, 2006). Se tomó 0.1 gramos de cada muestra, vertiéndose en fiolas rotuladas de 100 ml de capacidad, se homogenizaron con 12 ml de ácido nítrico al 60% llevadas luego a digestión ácida por 45 minutos utilizando una cocina eléctrica y cuando el contenido clarificó se aforó con agua destilada hasta completar 100 ml, que fueron filtrados en papel filtro Whatman Nro. 1 y la lectura se realizó en el EAA, los valores obtenidos del EAA fueron utilizados para calcular la concentración de plomo en miligramos por kilogramo de planta, utilizando la siguiente fórmula (Bailon, 2006):

$$\text{Concentración de Pb (mg/kg o ppm)} = \frac{\text{Lectura de F (mg/L)} \times 0.10\ \text{L}}{\text{Peso seco de la muestra (g)}}$$

Donde:

Lectura de F (mg/L) = lectura de Pb en la muestra
0.10 L = Volumen total de la muestra
Peso seco de la muestra (g) = peso de la muestra seca a 80 oC

Cuantificación de clorofila a, clorofila b, clorofilas totales y carotenos. La concentración de clorofilas y carotenos se determinó en hojas elegidas al azar por cada tratamiento y evaluación. La extracción de clorofilas se obtuvo de hojas frescas (0.5 g.) utilizando 5 ml de etanol al 70% por 24 horas; el extracto fue filtrado y centrifugado a 1000 r.p.m durante 5 minutos para obtener el sobrenadante, se tomó 2 ml y se aforó hasta 10 ml con etanol al 10% (Pena *et. al.*,2006; Salgado, 2007), con esta nueva solución se midió absorbancias de 665 nm, 649 nm y 480 nm de la luz UV–VIS del espectrofotómetro Miltin Roy 21; Las concentraciones de clorofila a, clorofila b, clorofilas totales y carotenos fueron calculadas utilizando las siguientes fórmulas con factores (Mohammad & Nafees, 2006):

Clorofila total = [(6.10 x A665) + (20.4 X A649)] µg/ml
Clorofila a = [(13.70 x A665) - (5.76 x A649)] µg/ml
Clorofila b = [(25.80 x A649) - (7.60 x A665)] µg/ml
Carotenos = A480 x4 µg/ml

Donde:

A = Lectura obtenida de la absorbancia.

Análisis de crecimiento. Se tomaron medidas de longitud de raíz, tallo (ambos en centímetros), peso fresco, peso seco (ambos en gramos) y número de hojas, de todas las plantas de *H. annuus* L. correspondientes a los 3 tratamientos a los 40 y 60 días de edad (Tabla 2).

Análisis estadísticos. Los datos obtenidos fueron procesados estadísticamente utilizando promedio, desviación estándar, Análisis de Varianza y prueba de comparación múltiple de Tukey (PEI=0.05) para determinar las diferencias significativas de plomo bioacumulado entre los tratamientos asignados y órganos vegetales de *H. annuus* L. utilizando el programa estadístico Statgraphics Plus 5.1 (Tabla 3, Tabla 4).

Resultados

En la Tabla 1 se muestra la concentración promedio de plomo (ppm) acumulado en los órganos vegetales de *H. annuus* L. a los 40 y 60 días de edad, observándose una disminución en éstos durante el tiempo de evaluación. Destaca la raíz del tratamiento con 1000 ppm de plomo, con mayor acumulación promedio (4.96 ppm Pb) en la evaluación final, seguido de la raíz del tratamiento con 500 ppm de plomo (3.17 ppm Pb). En

la Figura 2 está graficada la concentración de clorofilas y carotenos (µg/L) en hojas de *H. annuus* L. a los 60 días de edad, se observa que el tratamiento con 1000 ppm de plomo, presenta menor cantidad de clorofila a, clorofila b, clorofilas totales, carotenos y peso seco, con respecto a los otros dos tratamientos, encontrándose una relación directa entre el contenido de clorofilas y el peso seco de la planta.

Tabla 1. Concentración promedio de plomo acumulado (ppm) en los órganos de *H. annuus* L. a los 40 y 60 días de edad, en los tres tratamientos

		TRATAMIENTOS		
Órganos	Días de edad	0 ppm Pb	500 ppm Pb	1000 ppm Pb
Raíz	40 días	1,16	4,54	7,48
	60 días	0,27	3,17	4,96
Tallo	40 días	0,99	1,29	3,31
	60 días	0,00	0,25	1,03
Hojas	40 días	0,39	1,25	2,42
	60 días	0,63	0,81	0,88

En la Tabla 2, se presentan los valores promedio de peso fresco (gramos), peso seco (gramos), longitud de tallo (centímetros), longitud de raíz (centímetros) y número de hojas evaluadas a los 40 y 60 días de edad, observándose entre ambas evaluaciones un incremento; con respecto, a los parámetros peso fresco, peso seco, longitud de tallo, longitud de raíz, los valores disminuyen en el tratamiento con 1000 ppm de plomo, y, en relación al número de hojas, los valores se mantienen en los tres tratamientos. La Tabla 3 corresponde al Análisis de Varianza de la concentración de plomo acumulado por *H. annuus* L. a los 60 días de edad, con nivel de significación de 0.05; se muestra una variación entre tratamientos y entre órganos. La Tabla 4 representa la prueba estadística de Tukey para establecer diferencia significativa entre tratamientos y órganos, respectivamente, de *H. annuus* L. a los 60 días de edad con nivel de significancia de 0.05; en la relación a los tratamientos se halló diferencia significativa entre los tratamientos con 0 y 1000 ppm de plomo; y a nivel de órganos se halló diferencia significativa en raíz con respecto a hoja y a tallo, en los tres tratamientos.

Tabla 2. Valores promedio de peso fresco (gramos), peso seco (gramos), longitud de tallo (centímetros), longitud de raíz (centímetros) y número de hojas en plantas de *H. annuus* L. a los 40 y 60 días de edad, en los tres tratamientos

PARAMETROS	Peso fresco		Peso seco		Longitud tallo		Longitud raíz		Número hojas	
Días de edad	40	60	40	60	40	60	40	60	40	60
0 ppm Pb	111.4	153.9	9.74	16.01	70.2	90.2	16.4	18	11	17
500 ppm Pb	106.7	147.57	10.2	16.07	62.1	95	17.7	18.7	11	16
1000 ppm Pb	114.1	144.87	11.26	14.4	67.6	85.3	16.7	16	11	15

Tabla 3. Análisis de Varianza de la concentración de plomo acumulado por *H. annuus* L. a los 60 días de edad, con nivel de significación $P_{EI} = 0.05$

Fuente Efectos Principales	SC	gl	CM	F	P
Tratamientos	17,4758	2	8,73789	7,20	**0,0039***
Organos	29,7949	2	14,8974	12,27	**0,0003***
ERROR	26,7062	22	1,21392		
TOTAL	73,9769	26			

* Significativo

Tabla 4. Prueba estadística de Tukey para establecer las diferencias significativas entre los tratamientos y órganos en relación al total de plomo acumulado en planta completa de *H. annuus* L. a los 60 días de edad, en los tres tratamientos; Con nivel de significación PEI = 0.05; T1=0 ppm Pb; T2=500 ppm Pb; T3=1000 ppm Pb; h: hoja, t: tallo, r: raíz

Método: 95.0 porcentaje HSD de Tukey					
Tratamientos	diferencias	grupos homogéneos	órganos	diferencias	grupos homogéneos
T1 – T2	-1,10556	A	h – r	*-2,05111	a
T1 – T3	*-1,96556	AB	h – t	0,32000	a
T2 – T3	-0,86000	B	r – t	*2,37111	b

*Significativo

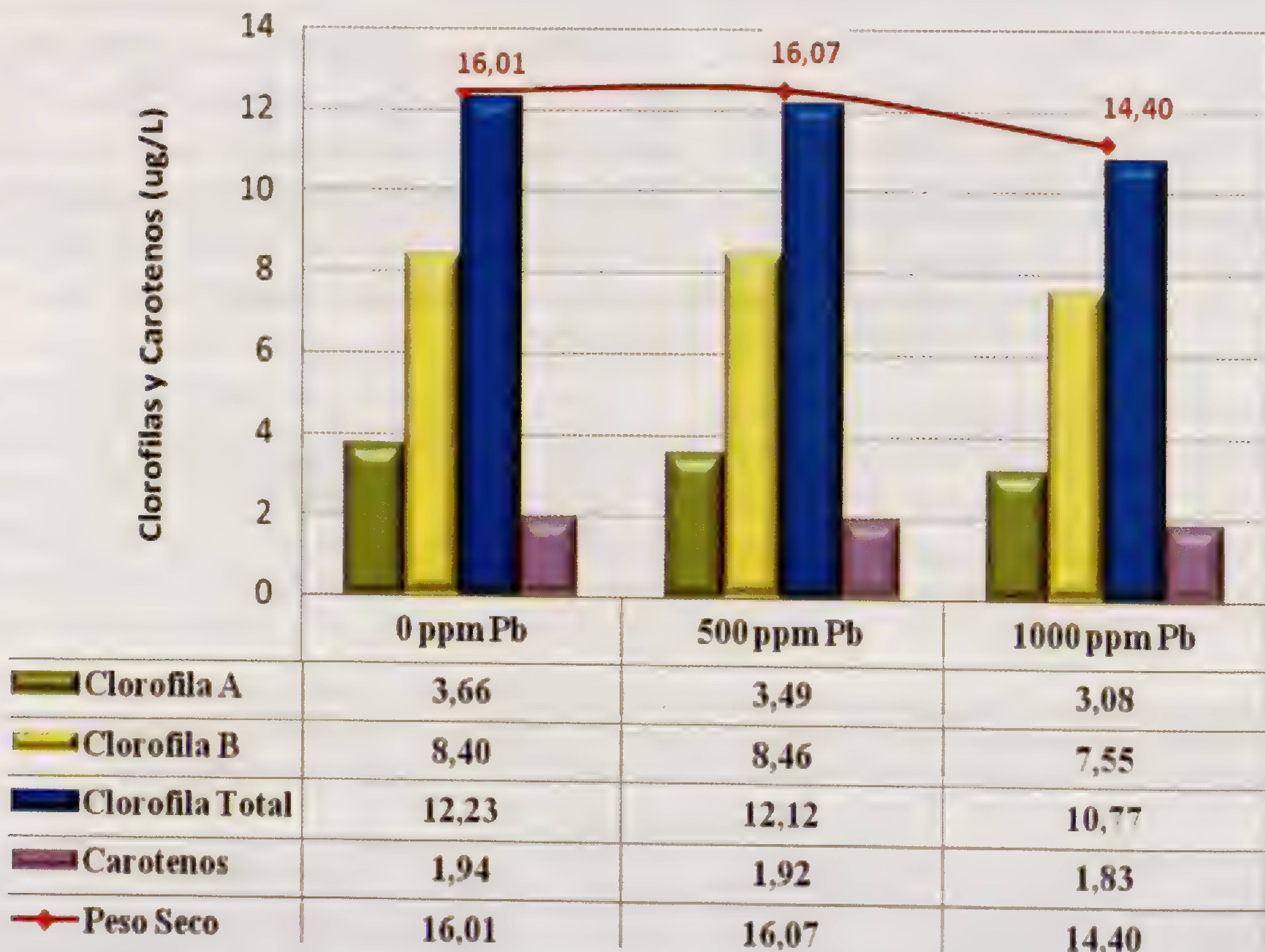
Discusión

A los 60 días de edad en el tratamiento con 1000 ppm de plomo, se observa que la raíz acumuló 4.96 ppm de Pb, seguido del tallo y hojas con 1.03 y 0.88 ppm de Pb respectivamente; además, en el tratamiento de 500 ppm de plomo, la raíz fue el órgano con mayor bioacumulación seguido del tallo y hojas con 3.17, 0.25 y 0.81 ppm de Pb respectivamente (Tabla 1); éstos resultados, concuerdan con reportes acerca del contenido de plomo en plantas de *H. annuus* L. que básicamente se restringe a las raíces (Simone *et. al.*, 2006).

Otras investigaciones, atribuyen la poca capacidad de traslocación del Pb a la baja movilidad de éste metal en comparación con otros metales como Cd o Zn; esta poca movilidad del metal a través de la planta es debido a que se mantiene adherido a la pared celular de las raíces y, en menor cantidad se transporta hacia las partes aéreas, explicando así, porque es común encontrarlo en las raíces (Greger, 2004; Nehnevajova, 2006).

Con respecto a la traslocación del Pb hacia los órganos aéreos, se enuncia, que algunas especies podrían poseer un sistema interno muy específico de trasladar metales de los tejidos radicales hacia la parte aérea (Brown, 1994), por ejemplo, *Brassica junquea* L. es una especie que acumula grandes niveles de Cd en sus órganos aéreos (Pence *et. al.*, 2000), así que la distribución de los iones metálicos varía considerablemente dependiendo de las especies vegetales y de los iones metálicos (Inouhe, 2005).

La Fig. 2. concentración de clorofilas y carotenos (ug/L) encontrados en hojas de *H. annuus* L. a los 60 días de edad, comparándolo con sus respectivos pesos secos, en los tres tratamientos las concentraciones de clorofilas y carotenos fueron disminuyendo conforme se incrementaban la concentración de plomo, esto por un proceso de inhibición de la síntesis de clorofila, dificultando la absorción de los elementos esenciales como Mg y Fe por parte de las plantas, además de disminución de la biomasa, (Sharma & Shanker, 2005); ésta biomasa se vió afectada en el tratamiento



	0 ppm Pb	500 ppm Pb	1000 ppm Pb
Clorofila A	3,66	3,49	3,08
Clorofila B	8,40	8,46	7,55
Clorofila Total	12,23	12,12	10,77
Carotenos	1,94	1,92	1,83
Peso Seco	16,01	16,07	14,40

Fig. 2. Concentración de clorofilas y carotenos (ug/L) encontrados en hojas de *H. annuus* L. a los 60 días de edad, comparándolo con sus respectivos pesos secos, en los tres tratamientos

con 1000 ppm de plomo (Figura 2); investigaciones recientes reportan que en plantas de *H. annuus* L., el peso fresco y seco disminuye si es sometida a excesivas concentraciones de metales pesados (Simon, 1998; García, 2008)

Las concentraciones de clorofila b son menos afectadas en relación a clorofila a y carotenos, a medida que aumentaban las concentraciones de plomo, en estudios con cadmio en *B. juncea* L., el contenido de clorofila b fue más afectada, pero simultáneamente incrementaba sus niveles de antocianinas (Azcón & Talon, 2001); en el presente estudio, el plomo produjo un efecto inverso.

Con respecto a la longitud de tallo, longitud de raíz, éstos disminuyen cuando aumenta la concentración de plomo a 1000 ppm de plomo (Tabla 2), debido al mecanismo de toxicidad primario de los metales pesados que cambia la función catalítica de las enzimas (Simone *et. al.*, 2006), daña la membrana celular e inhibe el crecimiento (Barcelo *et. al.*, 1986; Kastori *et. al.*, 1992).

Conclusiones

• La especie *Helianthus annuus* L. "girasol" es una planta bioacumuladora de plomo en sus órganos vegetales.

• La raíz es el órgano vegetal de *H. annuus* L. "girasol" con mayor capacidad bioacumuladora de plomo.

• El crecimiento se ve afectado a concentraciones mayores a 1000 ppm de plomo.

Literatura citada

Agroenfoque. 2007. Revista para el Desarrollo Agroindustrial y Agroexportador. Cultivo de Girasol en el Perú. 257, 26-33 p.

Azcón-Bieto, J. & M. Talón. 2001. Fundamentos de Fisiología Vegetal. Edit. Universidad de Barcelona. España. 522 p.

Bailón, S. 2006. Lead Bioaccumulation by three Tropical Plants Species. Tesis de Maestría en Ciencias Biológicas. Universidad Mayagüez Campus de Puerto Rico. 116p.

Barcelo, J.; C. Cabot & Ch. Poschenrieder. 1986. Cadmium-induced decrease of water stress resistance in bush bean plants (*Phaseolus vulgaris* L. cv. Contender). II. Effects of Cd on endogenous abscisic acid levels. J. Plant Physiol. 125, 27-34.

Brown, R.; A. Chaney & A. Baker. 1994. Phytorremediation potencial of *Thlaspi caerulescens* and Bladder campion for zinc and cadmium contaminated soil. J. Environ. Qual. 23:1151 – 1157.

Chaney, R. & A. Ryan. 1994. Risk Based Standards for Arsenic, Lead and Cadmium in Urban Soils. Dechema, Frankfurt. Journal Pollution: 5-6 p.

Davies F.; Jr. Jeffrey; D. Puryear; R. Newton; J. Egilla & G. Saraiva. 2001. Mycorrhizal fungi enhance accumulation and tolerance of chromium in sunflower (*Helianthus annuus* L.). Plant Physiology. 158, 777-786 p.

Environmental Protection Agency (EPA). 1996. Soil Screening Guidance. Technical Background Document. U.S. Gov. Print. Office, Washington, D. C. USEPA Rep. 540/R-95/128. 560 p.

Flores, Y. & A. Cortes. 2006. Bioabsorción de metáles pesados por *Salvinia natans* de los lixiviados de relleno sanitario Combeima de Ibagué. Revista Tumbaga: 89-100 p.

García, F. 2000. Monitorización de metales de interés medioambiental.Tesis de Doctorado en Medio Ambiente. San Salvador.

García, L. 2008. Capacidad de *Helianthus annuus* L. "girasol" para acumular plomo y su efecto en el crecimiento. Tesis para optar el título de Biólogo. Trujillo-Perú

Gastañadui, H. 2003. Evaluación de la Contaminación Ambiental por metales pesados en playas del distrito de Salaverry. Tesis de doctorado en Ciencias. Escuela de Postgrado de la Universidad Nacional de Trujillo.Trujillo.Perú.

Greger, M. 2004. Metal availability, uptake, transport and accumulation in plants. In Heavy Metal Stress in Plants: From Biomolecules to Ecosystem, (Prasad, M.N.V., Ed.) Springer-Verlag Berlin, Heidelberg. pp. 1-27 p.

Hong-Yun, P.; T. Sheng-Ke & X. Yang. 2005. Changes of root morphology and Pb uptake by two species of *Elsholtzia* under Pb toxicity. J Zhejiang University Science., 6:546-552 p.

Inouhe, M. 2005. Phytochelatins Braz. J. Plant Physiol. 17, 65- 78.

Kachenko, A. 2007. Heavy metal tolerante in common fern species. Australian. Journal of Botany. 2:63-73.

Kastori, R.; M. Petrovic & N. Petrovic. 1992. Effect of excess lead, cadmium, copper and zinc on water relations in sunflower. J. Plant. 15, 2427-2439 p.

Leland, H.; E. Copenhauver & D. Wilfer. 1999. Heavy Metals and other trace elements. Journal Water and Pollut. 17: 1635-1656 p.

Lin, J.; W. Jiang & D. Liu. 2003.Accumulation of copper by roots, hypocotyls, cotyledons and leaves of sunflower (*Helianthus annuus* L.). Bioresour. Technol., 86, 151-155.

Mohammad, M. & A. Nafees. 2006. Photosynthetic activity, pigment composition and antioxidative response of two mustard (*Brassica juncea*) cultivars differing in photosynthetic capacity subjected to cadmium stress. Journal of Plant Physiology. ELSEVIER.

Nehnevajova, E. 2006. Effect of different concentrations of metals on growth and metal accumulation in roots and shoots of two sunflower cultivars. Pour l'obtention du grade de docteur ès sciences. Université Comenius Bratislava, Slovaquie. Et de nationalité slovaque

Pena, L.; M. Tomaro & S. Gallegos. 2006. Effect of different metals on protease activity in sunflower cotyledons. Electronic Journal of Biotechnology. Vol.9 No. 3. pp. 3-18.

Pence, N.; P.Larsen; S.D. Ebbs; D.Letham; M. Lasat & D.F. Garvin. 2000. The molecular physiology of heavy metal transport in the Zn/Cd hyperaccumulator *Thalspi caerulescens*. Proc Natl Acad Sci USA; 97: 4956–60.

Pineda, R. 2004. Presencia de hongos micorrízicos arbusculares y contribución de *Glomusintraradices* en la absorción y translocación de cinc y cobre en *Helianthus annuus* L. "girasol" crecido en un suelo contaminado con residuos de mina. Tesis de doctorado en Biotecnología. Universidad de Colima-Tecomán. Colima, México.

Porta, A. 1994. Evaluación de la contaminación ambiental mediante indicadores biológicos de tipo molecular. Libro de resúmenes del XV Congreso Nacional de Agua, AGOSBA-COFAP en México. pp. 52.

Reigosa, M.; N. Pedrol & A. Sánchez. 2004. La Ecofisiología Vegetal una Ciencia de Síntesis. Edit. Thomson. España.1175 p.

Roane, T. & M. Perpper. 1996. Microbial remediation of metals and Bioremediation Principles and Applications. Journal Bioremediation: 312-340.

Rodríguez, F. & J. Rodríguez-Absi. 2006. Métodos de análisis de suelos y plantas. Criterios de Interpretación. Ed. Trilla. México. 196 p.

Salgado, L. 2007. Vinaza como medio de cultivo alternativo en el crecimiento y producción de pigmentos de *Arthrospira jenneri* (Hassall) Stizenberg "spirulina" Tesis para optar el título de Biólogo. Trujillo-Perú

Shahandeh, H. & L. Hossner 2000. Plant screening for chromium phytoremediation. International Journal Phytoremediation. 2: 269-286

Sharma, P. & R. Shanker. 2005. Lead toxicity in plants. Braz. J. Plant. Physiol. 17:35-52.

Simon, L. 1998. Cadmium accumulation and distribution in sunflower plant. J. Plant Nutr. 21(2), 341-352.

Simone, J.; P. Lupino; R. Antunes & M. Zezzi. 2006 Metal Contamination Effects on Sunflower (*Helianthus annuus* L.) Growth and Protein Expression in Leaves During Development. Journal of Agricultural and Food Chemistry. Vol.1.No 54.:8623-8630.

Temmerman, L., M. Hoening & P. Scokart. 1984. Determination of normal levels and upper limit values of trace elements in soils. Bodenk. 147: 687-694.

Arnaldoa 18(2): 167 - 178, 2011 ISSN: 1815 - 8242

Mending the heart. Plants used in Peruvian ethnomedicine for heart disease, blood pressure irregularities and cholesterol control

Remendando el corazón. Las plantas utilizadas en la etnomedicina peruana para las enfermedades del corazón, las irregularidades de la presión arterial y el colesterol

Rainer W. Bussmann & Ashley Glenn
William L. Brown Center, Missouri Botanical Garden, P.O. Box 299, St. Louis, MO 63166-0299, USA.
rainer.bussmann@mobot.org,

Abstract

Traditional healers are frequently consulted to treat heart problems and disorders of the circulatory system. Most treatments of the circulatory system involve the purification of the blood in order to improve the general condition of the patient. A total of 60 plant species belonging to 52 genera and 33 families were documented and identified as heart herbal remedies in Northern Peru. Most species used were Asteraceae, followed by Lamiaceae. Asteraceae were under-represented as heart remedies in comparison to the overall medicinal flora of Northern Peru; Lamiaceae and Euphorbiaceae were clearly over-represented. The majority of heart remedies were prepared from whole plants, which is uncharacteristic for the region's medicinal plant preparations. In almost 70% of the cases fresh plant material was used to prepare remedies. Over 90% of the remedies were applied orally. This is very different from the regional average of application. Over 65% of all remedies were prepared as mixtures with multiple ingredients by boiling plant material either in water or in sugarcane spirit. Little bio-medicinal evidence exists to date to prove the efficacy of the species employed as heart remedies in Northern Peru. Only 33% of the plants found or related species in the same genus have been studied at all from a western pharmacological perspective. The information gained on frequently used traditional remedies against heart conditions might give some leads for future targets for further analysis in order to develop new drugs for heart ailments. However, more detailed scientific studies are desperately needed to evaluate the efficacy and safety of the remedies employed traditionally.
Key words: Medicinal Plants, Ethnobotany, cardiovascular problems, heart disease

Resumen

En el norte del Perú se consulta frecuentemente con curanderos tradicionales para el tratamiento de problemas del corazón y del sistema circulatorio. La mayoría de remedios incluyen la purificación de la sangre para mejorar la condición general del paciente. Un total de 60 especies de plantas de 52 géneros y 33 familias fueron encontradas como remedios para problemas de corazón en el norte de Perú. La mayoría de las especies pertenecen a la familia Asteraceae, seguido por Lamiaceae. Sin embargo, las Asteraceae fueren menos representadas en comparación a la flora medicinal total de la región, mientras Lamiaceae y Euphorbiaceae fueron sobre-representados. Un 70% de los remedios fueron preparados con plantas frescas, y en el 90% de los casos la administracion es por vía oral. El 65% de los remedios representaron mezclas de ingredientes múltiples, con las plantas sancochadas en agua o aguardiente. Existe muy poca evidencia científica sobre la eficacia de las plantas usadas. Solo un 33% de las plantas han sido estudiadas en ensayos farmacológicos, y la información de este estudio puede ser muy útil para identificar candidatos para tratamiento de problemas de corazón. Claramente se requiere estudios mas detallados sobre la eficacia y seguridad de los remedios.
Palabras clave: Plantas medicinales, etnobotánica, problemas cardiovasculares, infarto cardiaco

Introduction

Cardiovascular diseases are collectively the number one cause of death on the globe, accounting for over 30% of all deaths worldwide, 80% of which occur in lower income countries with often little western healthcare available. Lower income groups have generally a higher prevalence of risk factors (WHO, 2009). Traditional Medicine is used globally and has rapidly growing economic importance. In developing countries, Traditional Medicine is often the only accessible and affordable treatment available. In Latin America, the WHO Regional Office for the Americas (AMRO/PAHO) reports that 71% of the population in Chile and 40% of the population in Colombia have used Traditional Medicine. In many Asian countries Traditional Medicine is widely used, even though Western Medicine is often readily available. In Japan, 60–70% of allopathic doctors prescribe traditional medicines for their patients. Complementary Alternative Medicine is also becoming more and more popular in many developed countries. In the US the number of visits to providers of Complementary Alternative Medicine (CAM) now exceeds by far the number of visits to all primary care physicians (WHO, 1999; 2002). Forty-two percent of the population in the US have used Complementary Alternative Medicine at least once (WHO, 1998), and a national survey reported that the use of at least one of 16 alternative therapies increased from 34% in 1990 to 42% in 1997 (UNCCD, 2000). The expense for the use of Traditional and Complementary Alternative Medicine is exponentially growing in many parts of the world. The 1997 out-of-pocket Complementary Alternative Medicine expenditure was estimated at US$ 2.7 billion in the USA. The world market for herbal medicines based on traditional knowledge is now estimated at US$ 60 billion (Breevort, 1998).

Northern Peru is believed to be the center of the Central Andean Health Axis, an area with a particularly vibrant healing tradition stretching from southern Peru to central Ecuador (Camino, 1992), and traditional medicinal practices in this region are still an important component of everyday life (Bussmann & Sharon, 2006; Bussmann, 2006; De Feo, 1992; Joralemon & Sharon, 1993; Polia, 1988; Sharon, 1978, 1980, 1994, 2000; Sharon & Bussmann, 2006). Traditional Medicine is also gaining more and more respect from national governments and health providers. Peru's National Program in Complementary Medicine and the Pan American Health Organization recently compared Complementary Medicine to allopathic medicine in clinics and hospitals operating within the Peruvian Social Security System (EsSalud, 2000). According to WHO (2002), the sustainable cultivation and harvesting of medicinal species is one of the most important challenges for the next few years.

Materials and Methods

Plant Collections

Plants in Peru were collected in the field, in markets, and at the homes of traditional healers (curanderos) in Northern Peru (Fig. 1) in August-September 2001, July-August 2002, July-August 2003, June-August 2004, July-August 2005, July-August 2006, June-August 2007, June-August 2008, March-April 2009 and June-August 2009. A total of 116 informants (10 healers and all market venders) in the Trujillo and Chiclayo area were interviewed using structured questionnaires. Many market venders act as both, providers of plant material, as well as healers with their own small herbal clinics, or give advice on which plants to use for a certain condition. Most dedicated their full time to their profession and charge for their treatments. The informants were always provided with fresh plant material, either collected with them, by them, or available at their market stands. The questionnaires did not include any reference as to disease concepts, plant parts or preparations. In contrast, the participants were only asked simple questions along the lines "What is this plant used for, which part, which quantity, how is it prepared, are any other plants added to the mixture." All questions were asked in the same order. All informants were of Mestizo origin, and spoke only Spanish as their native language. The study covered the four existing medicinal plant markets of the region, and included all venders present. All interviews were conducted with the

same set of participants. The specimens are registered under the collection series "RBU/PL," "ISA," "GER," "JULS," "EHCHL," "VFCHL," "TRUBH," and "TRUVANERICA," depending on the year of fieldwork and collection location. Surveys were conducted in Spanish by fluent speakers. Surveyors would approach healers and market vendors and explain the premise for the study, including the goal of conservation of medicinal plants in the area.

Vouchers of all specimens were deposited at the Herbario Truxillensis (HUT, Universidad Nacional de Trujillo), and Herbario Antenor Orrego (HAO, Universidad Privada Antenor Orrego Trujillo). In order to recognize Peru's rights under the Convention on Biological Diversity, most notably with regard to the conservation of genetic resources in the framework of a study treating medicinal plants, the identification of the plant material was conducted entirely in Peru. No plant material was exported in any form whatsoever.

Nomenclature

The nomenclature of plant families, genera, and species follows the Catalogue of the Flowering Plants and Gymnosperms of Peru (Brako & Zarucchi 1993) and the Catalogue of Vascular Plants of Ecuador (Jørgensen & León-Yanez 1999). The nomenclature was compared to the TROPICOS database. Species were identified using the available volumes of the Flora of Peru (McBride 1936-1981), as well as Jørgensen & Ulloa Ulloa (1994), Pestalozzi (1998) and Ulloa Ulloa & Jørgensen (1993), and the available volumes of the Flora of Ecuador (Sparre & Harling 1978-2009), and reference material in the herbaria HUT, HAO, QCA, LOJA and QCNE.

Results and Discussion

Traditional healers are frequently consulted to treat heart problems and disorders of the circulatory system. The healers encountered used a wide variety of terms relating to heart problems, that in part generalized the condition (e.g. "heart disease"), included references to conditions as underlying cause of heart problems (e.g. "cholesterol"), or simply used terms to indicated treatment options (e.g. "blood irrigation" as term referring to "thin" a patients blood, "blood purification," or "refreshing the heart" as terms indicating a process cleansing the blood from suspected toxins, or "blood circulation," indicating a treatment that would improve circulation). The use of western style bio-medicinal terms is not surprising, given that all informants were of Mestizo origin, and lived in an urban environment.

Most treatments of the circulatory system involved the purification of the blood in order to improve the general condition of the patient. In addition, the fashionable concept of "weight management" and conditions related to obesity has entered into the domain of Peruvian healers. All healers readily acknowledge the negative influence of high cholesterol levels, and plant remedies were used specifically to lower cholesterol as well as weight loss therapies, while plants used for weight gain were insignificant.

A total of 60 plant species belonging to 52 genera and 33 families were documented and identified as heart herbal remedies in Northern Peru. Most species used were Asteraceae (7 species, 11.67%), followed by Lamiaceae (6 species, 10%), and Solanaceae (4 species, 6.67%). Fabaceae, Amaranthaceae and Cucurbitaceae each contributed 3 species (5%) to the heart pharmacopoeia (Fig. 2). All other twenty-seven families contributed only one or two species each to the pharmacopoeia. A complete overview of all plants encountered, including data on use-recipes and preparation, is given in Appendix 1. Asteraceae are in general under-represented as heart remedies in comparison to the medicinal flora used in Northern Peru; Lamiaceae and Euphorbiaceae are clearly over-represented in comparison to the overall medicinal flora, while some other medicinally important families (e.g. Poaceae, Lycopodiaceae, Rosaceae) are completely missing from the heart portfolio (Tab. 1) (Bussmann & Sharon, 2006).

The majority of heart remedies were prepared from whole plants (37.18%), while the leaves (24.36%), stems (15.38%), and flowers (7.69%) were used less frequently (Tab. 2). Whole plants were more often used than characteristic for the overall medicinal preparations found in the region (Bussmann & Sharon, 2006). In

Fig. 1. Research area

almost 70% of the cases fresh plant material was used to prepare remedies, which differs little from the main herbal preparation mode in Northern Peru. Over 90% of the remedies were applied orally, while the remaining ones were applied topically. This is very different from the regional average of application. Over 65% of all remedies were prepared as mixtures with multiple ingredients by boiling plant material either in water or in sugarcane spirit. This indicates that the local healers have a very profound knowledge about the synergistic effects of plants in multi-ingredient preparations.

Table 1. Comparison of heart medicines to the 10 most important plant families of the medicinal flora of northern Peru (after Bussmann & Sharon, 2006)

Heart conditions		Medicinal flora of North Peru	
Family	%	Family	%
Asteraceae	11.67	Asteraceae	13.64
Fabaceae	5	Fabaceae	6.82
Lamiaceae	10	Lamiaceae	4.87
Solanaceae	3.33	Solanaceae	4.09
Euphorbiaceae	6.67	Euphorbiaceae	2.33
Poaceae	0	Poaceae	2.33
Apiaceae	3.33	Apiaceae	2.14
Lycopodiaceae	0	Lycopodiaceae	1.95
Cucurbitaceae	5	Cucurbitaceae	1.75

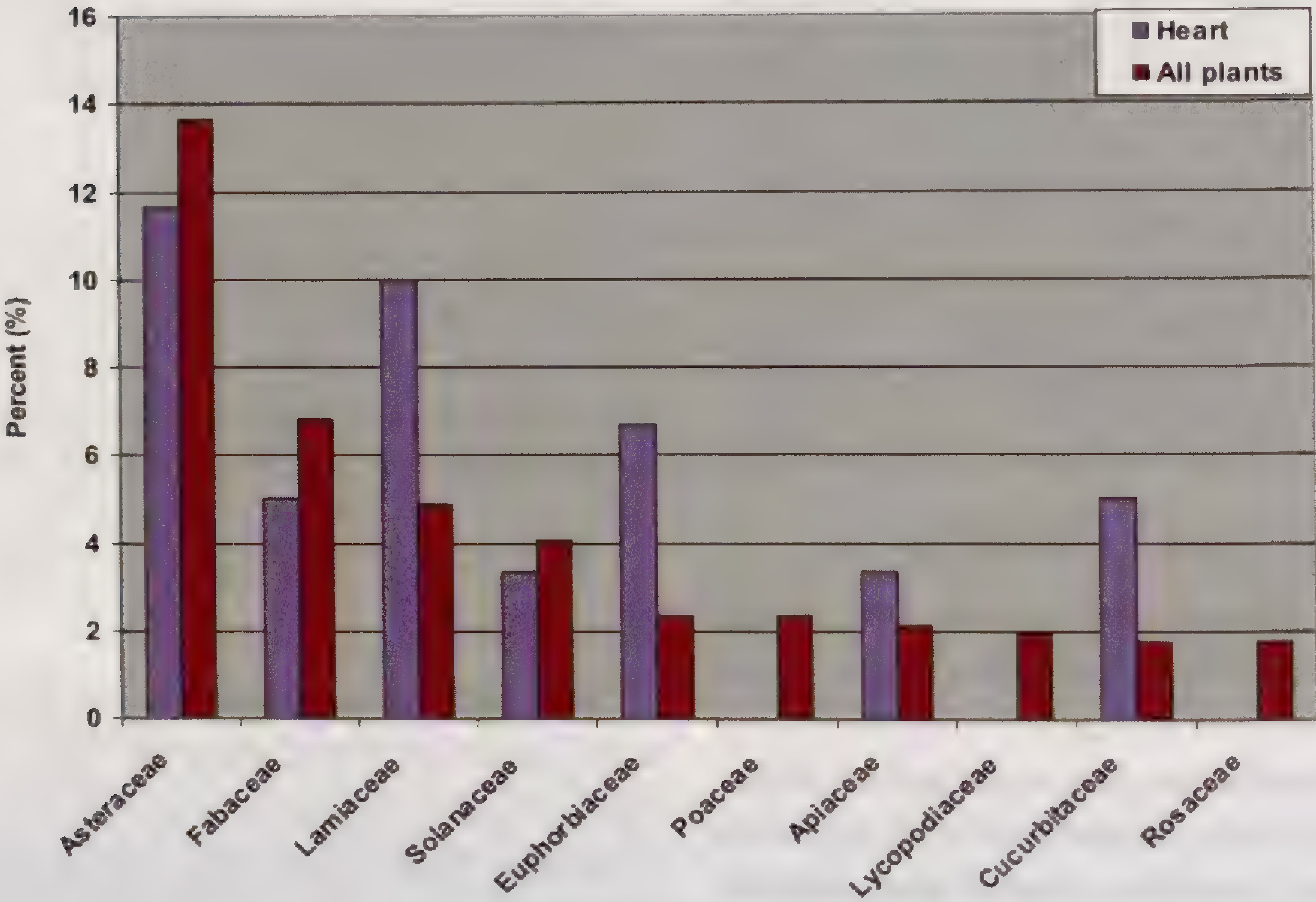


Fig. 2. Most important plant families

Table 2. Plant parts used for treatment of heart conditions

Plant Part	%
Leaves	24.36
Whole plant	37.18
Stems	15.38
Flowers	7.69
Seeds	3.85
Fruit	5.13
Root	1.28
Bark	3.85
Wood	1.28

Little scientific evidence exists to date to prove the efficacy of the species employed as heart remedies in Northern Peru. Only 33% of the plants found or related species in the same genus have been studied at all. Ambrosia sp. show some promise in the treatment of myocardial infarction (de Zwaan *et al.,* 2001). *Citrullus* spp., *Sanguisorba* sp., *Viola* sp., *Lavandula* sp. and *Smilax* spp. are used in the Middle East to treat heart problems (Azazieh *et al*., 2006), the latter species with good indications for clinical efficacy (Kreider *et al*., 2004). *Cucurbita* spp. and *Cuphea* spp. were found to be effective in Brazil (Neel *et al.,* 1964; Botsaris, 2007). The use and efficacy of *Lathyrus* sp. is widely documented (Abrahams & Cockshott, 1962; Murthy, 1964; Kramsch *et al*., 1971; Levene, 1978; Ali & Nozaki, 2007). Lev (2006) found *Tamarindus* sp., *Ocimum* spp., *Viola* sp. and *Rosmarinus officinalis* used for heart conditions in Israel. Plantain (*Plantago* spp.) has well documented cardiac effects (Block *et al*., 2007, Ganji & Kuo, 2008), as do various species of *Citrus* spp. (Raymond *et al*., 1977, Fukazawa *et al*., 2004; Lans, 2006; Miller *et al*., 2007), while *Peperomia* spp. and *Passiflora* spp. are often employed as folk remedies in the Caribbean (Lans, 2006).

Conclusions

The incidence of cardiovascular diseases is rising worldwide, as large populations transition from traditional to less healthy western style diets. The information gained on frequently used traditional remedies to treat heart conditions might give some leads for future targets for further analysis in order to develop new drugs for heart ailments. However, more detailed scientific studies are desperately needed to evaluate the efficacy and safety of the remedies employed traditionally.

Acknowledgements

The presented study was financed through MIRT (Minority International Research and Training) or MHIRT (Minority Health Disparity International Research and Training), a grant from the National Institutes of Health (Fund: 54112B MHIRT Program, Grant: G0000613). MHIRT-Peru is coordinated by San Diego State University (SDSU), and cooperates with the Universidad Privada Antenor Orrego (UPAO, Herbarium HAO), the Universidad Nacional de Trujillo (UNT, Herbarium HUT and Instituto de Medicina Tropical) and the Clínica Anticona Trujillo (CAT) in Peru. None of the work would have been possible without the invaluable collaboration of our Peruvian colleagues, curanderas Julia Calderón, Isabel Chinguel, and Olinda Pintado, curandero Germán Santisteban, and herbalists Manuel Bejarano, Elmer Cruz, and Iván Cruz. With regard to ritual and therapeutic practices we especially want to thank the above curanderas, as well as curandero Leoncio Carrión, and the constant support of Douglas Sharon.

Thanks also go to Eric Rodriguez (Herbarium Truxillense, HUT) and Abundio Sagastegui, Segundo Leiva, and Mario Zapata (Herbario Antenor Orrego, HAO) for the use of their facilities and their assistance in plant identification.

Most of all, we want to express our sincere gratitude to the people of Northern Peru for sharing their ethnobotanical knowledge.

Literature cited

Abrahams, D.G. & W.P. Cockshott. 1962. Multiple non-luetic aneurisms in young Nigerians. British Heart Journal 24(1):83–91.

Ali, V. & T. Nozaki. 2007. Current Therapeutics, Their Problems, and Sulfur-Containing-Amino-Acid Metabolism as a Novel Target against Infections by "Amitochondriate" Protozoan Parasites. Clinical Microbiology Review 20(1):164–187.

Azaizeh, H.; B. Saad; K. Khalil & O. Said. 2006. The State of the Art of Traditional Arab Herbal Medicine in the Eastern Region of the Mediterranean: A Review. Evidence Based Complementary and Alternative Medicine 3(2):229–235.

Block, G.; C. Jensen; E. Norkus; T. Dalvi; L. Wong, J. McManus & M. Hudes. 2007. Usage patterns, health, and nutritional status of long-term multiple dietary supplement users: a cross-sectional study. Nutrition Journal 6:30.

Botsaris, A. 2007. Plants used traditionally to treat malaria in Brazil: the archives of Flora Medicinal. Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine 3(18).

Brako, L. & J. Zarucchi (Eds.). 1993. Catalogue of the Flowering Plants and Gymnosperms of Peru. Missouri Botanical Garden, Saint Louis, MO,

Breevort, P. 1998. The Booming U.S. Botanical Market, A New Overview. HerbalGram 44:33- 46.

Bussmann, R. 2006. Manteniendo el balance de naturaleza y hombre, La diversidad florística andina y su importancia por la diversidad cultural – ejemplos del Norte de Perú y Sur de Ecuador. Arnaldoa 13(2):382-397.

Bussmann, R. & D. Sharon. 2006. Traditional plant use in Northern Peru, Tracking two thousand years of health culture. Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine 2(47).

Camino, L. 1992. Cerros, plantas y lagunas poderosas, la medicina al norte de Perú. Lluvia Editores, Lima.

De Feo, V. 1992. Medicinal and magical plants on northern Peruvian Andes. Fitoterapia 63:417–440.

de Zwaan, C.; M. Daemen & W. Hermens. 2001. Mechanisms of cell death in acute myocardial infarction: pathophysiological implications for treatment. Netherlands Heart Journal 9(1):30–44.

EsSalud/Organización Panamericana de Salud. 2000. Estudio Costo-Efectividad: Programa Nacional de Medicina Complementaria. Seguro Social de EsSalud (Study of Cost-Effectiveness: National Program in Complementary Medicine. Social Security of EsSalud). Lima, EsSalud/Organización Panamericana de Salud (Pan American Health Organization).

Fukazawa, I.; N. Uchida; E. Uchida & H. Yasuhara. 2004. Effects of grapefruit juice on pharmacokinetics of atorvastatin and pravastatin in Japanese. British Journal of Clinical Pharmacology 57(4):448–455.

Ganji, V. & J. Kuo, 2008. Serum lipid responses to *Psyllium* fiber: differences between pre- and post-menopausal, hypercholesterolemic women. Nutrition Journal 7(22).

Joralemon, D. & D. Sharon. 1993. Sorcery and Shamanism, Curanderos and Clients in Northern Peru. University of Utah Press, Salt Lake City.

Jørgensen, P. & S. León-Yanez. (Eds.). 1999. Catalogue of the vascular plants of Ecuador. - Monographs in Systematic Botany from the Missouri Botanical Garden 75.

Jørgensen, P.M. & C. Ulloa 1994. Seed plants of the High Andes of Ecuador - a Checklist. AAU Reports 34:1-443.

Kramsch, D.; C. Franzblau & W. Hollander. 1971. The Protein and Lipid Composition of Arterial Elastin and Its Relationship to Lipid Accumulation in the Atherosclerotic Plaque. Journal of Clinical Investigation 50(8):1666–1677.

Kreider, R., A. Almada; J. Antonio; T. Broeder; C. Earnest; M. Greenwood; T. Incledon; D. Kalman; S. Kleiner; B. Leutholtz; L.M. Lowery; R. Mendel; J. Stout; D. Willoughby & T. Ziegenfuss. 2004. SSN Exercise & Sport Nutrition Review: Research & Recommendations. Journal of the International Society for Sports Nutrition 1(1):1–44.

Lans, C.A. 2006. Ethnomedicines used in Trinidad and Tobago for urinary problems and diabetes mellitus. Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine 2(45).

Lev, E. 2006. Ethno-diversity within current ethno-pharmacology as part of Israeli traditional medicine – A review. Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine 2(4).

Levene, C. 1978. Atherosclerosis—disease of old age or infancy? Journal of Clinical Pathology Supplement 12:165–173.

McBride, J. (Ed.). 1936-1981. Flora of Peru. Fieldiana, Botany. Field Museum of Natural History, Chicago,

Miller, T.; D. Neri; J. Extein; G. Somarriba & N. Strickman-Stein. 2007. Nutrition in Pediatric Cardiomyopathy. Progress in Pediatric Cardiology 24(1), 59–71.

Murthy, M. 1964. The Effect of Amino-Nitrile-Induced Vascular Injury on Cholesterol-Induced Atherosclerosis in Rabbits. American Journal of Pathology 44(2):247–253.

Neel, J.; Salzano; P. Unqueira; F. Keiter & D. Maybury-Lewis. 1964. Studies on the Xavante Indians of the Brazilian Mato Grosso. American Journal of Human Genetics 16(1):52–140.

Pestalozzi, H. 1998. Flora ilustrada altoandina. Herbario Nacional de Bolivia and Herbario Forestal Nacional Martín Cardenas, Cochabamba.

Polia, M. 1988. Las Lagunas de los Encantos – Medicina Tradicional Andina en el Peru septentrional. CePeSer, Lima.

Raymond, T.; W. Connorm; D.S. Lin; S. Warner; M. Fry & S. Connor. 1977. The Interaction of Dietary Fibers and Cholesterol upon the Plasma Lipids and Lipoproteins, Sterol Balance, and Bowel Function in Human Subjects. Journal of Clinical Investigation 60(6):1429–1437.

Sharon, D. 1980. El Chamán de los Cuatro Vientos. Siglo veintiuno editores, México, D.F.

Sharon, D. 2000. Shamanismo y el Cacto Sagrado - Shamanism and the Sacred Cactus. San Diego Museum Papers 37.

Sharon, D. 1994. El Tuno y sus colegas, notas comparativas. *In* En el Nombre del Señor, Shamanes, demonios y curanderos del norte del Perú, eds. Millones, L. and M. Lemlij, pp.128-147, Australis S.A., Lima.

Sharon, D. 1978. Wizard of the Four Winds, A Shaman's Story. Free Press, New York.

Sparre, G. & B. Harling. 1978-2009. Flora of Ecuador (various authors). Council for Nordic Publications in Botany.

Ulloa Ulloa, C. & P. Jørgensen. 1993. Arboles y arbustos de los

Andes del Ecuador. AAU Reports 30:1-263.

United Nations Conference on Trade and Development. 2000. Systems and National Experiences for Protecting Traditional Knowledge, Innovations and Practices. Background Note by the UNCTAD Secretariat. Geneva, United Nations Conference on Trade and Development, (document reference TD/B/COM.1/EM.13/2).

World Health Organization. 1998. Report, Technical Briefing on Traditional Medicine. Forty-ninth Regional Committee Meeting, Manila, Philippines, 18 September 1998. Manila,WHO Regional Office for the Western Pacific.

World Health Organization. 1999a. Consultation Meeting on Traditional Medicine and Modern Medicine, Harmonizing the Two Approaches. Geneva, World Health Organization, (document reference (WP)TM/ICP/TM/001/RB/98– RS/99/GE/32(CHN)).

World Health Organization. 1999b. Traditional, Complementary and Alternative Medicines and Therapies. Washington DC, WHO Regional Office for the Americas/Pan American Health Organization (Working group OPS/OMS).

World Health Organization. 2002. WHO Traditional Medicine Strategy 2002–2005. World Health Organization, Geneva.

World Health Organization. 2009. World health fact sheet. http://www.int/mediacentre/factsheets/fs317/en/index.html.

Appendix 1. Species encountered and used in Northern Peru CIRCULATION AND HEART

Family/Genus/Species	Indigenous name	Plant part used	Admin.	Preparation	Use	Coll. #
ADIANTACEAE						
Adiantum concinnum Wild. ex H.B.K.	Culantrillo del Pozo, Culantrillo	Leaves and Stems, fresh or dried	Oral	20g per 1l of water for 5 minutes combined with Purenrosa, Lancetilla, Moradilla, Oregano. Drink three glasses per day for three days.	Blood purification	VFCHL29, TRUBH17, RBU/PL265, JULS149
AMARANTHACEAE						
Alternanthera halmifolia (Lam.) Standley & Pittier	Paja Morada Lenguetilla, Lengua de Pajaro, Sanguinaria, Moradia, Moradilla, Hierba Morada	Whole plant, fresh	Oral	Boil 1l water, then add 10g total of Toronjil, Manzanilla, Romero, Hinojo, Chanca de Comida, Cascorade, and Membrillo. Let mixture sit for 2 to 3 minutes. Drink lukewarm 3-4 times per day during mealtimes, or as needed. Patient should drink cold solution. It is important to drink it at 6AM and at 6PM.	Heart, Heart disease	JULS85, JULS243, GER23
Alternanthera porrigens (Jacquin) Kuntze	Sanguinaria, Moradilla, Lancetilla	Whole plant, fresh or dried	Oral	5g per 1l, combined with Conchalagua, Moradilla, Colores, Lancetilla, Culantrillo, Hierba del Toro, and Zarza Parilla. Drink 3 times per day up to one year.	Blood circulation	EHCHL142, ISA56, RBU/PL301, RBU/PL324, EHCHL93, GER117
Iresine herbstii Lindley	Colores, Timoras, Zangurache	Leaves, fresh	1. Topical 2. Oral	1. Fresh Leaves only, may use with Yonque, 7 Espiritus, and Bully Vinegar and Contrahierba. As poultice, 3 times a week. 2. Boil 5g per 1l water with Lancetilla, Contrahierba, Cachorillo, or chop, eat fresh. Oral once a day for a week or drink 1l daily, 1 month, always before breakfast.	1., 2. Blood circulation, Heart,	ISA42, EHCHL114, ISA121
APIACEAE						
Apium graveolens L.	Apio Cimarron, Apio	Whole plant, fresh	Oral	Boil 1l water, then add 10g Apio Cimarron. Combine with Manzanilla, Mejorana, and Culantrillo. Drink 4 cups per day for 1 week.	Heart	JULS21, ISA79, ISA116, EHCHL106
Petroselinum crispum (Miller) A.W. Hill	Perejil	Whole plant, fresh	Oral	3-5g of herb per 1l of water, combined with Toronjil, Pimpinela, Mejorana, Siempre Viva. Take 1 glass 2 times a day. Can also be eaten as salad.	Heart, High blood pressure	ISA80, EHCHL31, ISA117, RBU/PL278, JULS225
ARALIACEAE						
Oreopanax eriocephalus Harms	Maque Maque, Mano de León	Leaves and Flowers, fresh	1. Oral 2., Topical	1., 2. Boil 3-10g per 1l of water. Drink 3-4 times per day for 1 month or take as bath.	1., 2. Heart	EHCHL36, JULS39, RBU/PL270, ISA71, GER221
ASTERACEAE						
Ambrosia peruviana Willd.	Altamisa, Marco, Artamisa, Manzanilla del Muerto, Marcos, Alta Misa, Ajenjo, Altamis, Llatama Negra Malera, Llatama Roja Malera	Leaves and Stems, fresh	Oral	Boil 1l water 2 min, then mix water with a total of 10g of Manzanilla, Borraja, Madre Selva, Toronjil, Hinojo and Chancas de Comida for nerve disorders. Use Boldo, Malva, and Linaza for liver ailments. Use Matico, Borraja, Eucalipto, Vira Vira, and Brochamelia for Bronchitis. Cover and let sit for 2-3 minutes. Drink lukewarm, 3-4 cups a day for a month. Colds: Boil 1/2l of water with 50g of Altamiz and 10g of Sauce, Chicoria, and Pajaro Bobo for 10minutes. 2 tablespoons every 8 hours for 8 days.	Heart	JULS108, TRUBH18, RBU/PL370, TRUBH15, JULS90, GER9, GER110
Loricaria ferruginea (R. & P.) Wedd.	Palmerilla, Palmita, Pata de Gallina, Palmera, Trencilla, Palmilla, Patita de Gallo, Palmia Pina, Palmera Blanca	Leaves and Stems, fresh	Topical	Alternative mixture for Spiritual Flowering, see below. 3 times per day, 1 week, only once for florecimiento.	Blood circulation	GER108, RBU/PL339, TRUBH20, ISA136, TRU Van/Erica2310, ISA148(105a)

Matricaria recutita L.	Manzanillon, Agua de la Banda, Manzanilla Blanca, Manzanilla Amarga	Whole plant, fresh	Oral	Boil water. Add 10g of Manzanillon into 1 cup of hot water. Manzanilla, Toronjil, and Pimpinela may be added. Take 1 small cup 3 times a day, for 1 month. Drink lukewarm.	Blood purification	JULS192, RBU/PL306, ISA120, ISA76, GER145
Onoseris odorata (D. Don) Hooker & Arnott	Hierba de Reina	Whole plant, fresh or dried	Oral	10g per 1l boiling water, 3 cups per day.	Heart	RBU/PL337
Picrosia longifolia D. Don	Achicoria, Chicoria	Whole plant, fresh	Oral	Boil 10-50g of Chicoria and Verbena, Canchalagua, Chochocon per 1l water, 1l daily, 15-30 days. Alternatively chop and extract juice of 200g fresh material, drink 1 glass daily, no longer than a week. Overdosing can harm vision.	Purification of the blood,	EHCHL116, JULS6, GER21
Schkuhria pinnata (Lam.) Kuntze	Canchalagua, Canchalagua (Chica)	Whole plant, fresh	Oral	Boil 20g per 1l for 3-10 min. Mix with Ortiga, Lancetilla, Culantrillo, Panisara, Purenrosa, Boldo, Berro, of Flor Blanca and Canchalagua. Take 3 times per day (1l), 1 month. Blood purification: Infusion must sit out over night before drinking.	Blood Cleansing, Blood purification	RBU/PL266, JULS42, VFCHL27, GER228
Sonchus oleraceus L.	Cerraja, Serraja, Zeraja	Whole plant, fresh	Oral	Tea, 5g per 1l boiling water mix with Colores, Lancetilla, Contrahierba. Three times per day.	High blood pressure	RBU/PL368, EHCHL54, JULS64, VFCHL48, JULS248
BORAGINACEAE						
Borrago officinalis L.	Borraja	Whole plant, fresh or dried	Oral	10g herb with 1l boiling water, boiled for 3-5 minutes, combined with Vira Vira. Drink three times per day or 1l per day, as long as needed.	Blood problems, Heart	ISA112, JULS24, RBU/PL300, EHCHL58
BRASSICACEAE						
Raphanus sativus L.	Rabanito	Tuber, fresh	Oral	Blend about 50g of raddish. Drink cold in the morning while fasting, 1 glass 1 time a day for 15 days. Drink in the morning while fasting.	Clean blood from toxins	JULS238, GER202
BROMELIACEAE						
Tillandsia multiflora Bentham. var. *decipiens* (Andre) Sm.	Siempre Viva, Siempre Viva Roja	Whole plant, fresh	1. Oral 2. Topical	1. 10g per 1l boiling water. Combine with Toronjil, Clavelin, and Lima juice. Take 3 times a day for 1 month. 2. 20g per 5l water and boil for 20 minutes. Bathe 3 times a week.	Heart	EHCHL15, RBU/PL376
CARYOPHYLLACEAE						
Dianthus caryophyllus L.	Clavel Serrano	Whole plant, fresh	Oral	Add 50g of the plant material, 50g of Huamanrripa and 1 cup of water. Boil the mixture for 5 minutes. Drink the mixture cold. Take 1/4 of a cup once a day, for 30 days.	Heart disease, Heart palpitations	GER180
CLUSIACEAE						
Clusia minor L.	Chusgon	Whole Fruit, fresh or dried	Oral	Boil 1l of water, then add 10g of Chusgon. Add Pimpinela, Manazanilla, Toronjil, Barrojo, Romero, and Chancas de Comida. Let it sit for 2-3 minutes. Patient should drink warm solution. 1 cup 4 times a day as needed.	Heart disease	JULS280
CRASSULACEAE						
Echeveria peruviana Meyen	Pinpin, Siempre Viva, Rosa Berta, Haya Rosa	Leaves, fresh	Oral	2 Leaves per 1/2l water, boil 5 min. 1l daily or three times per day.	Heart	EHCHL118, VFCHL33, JULS249
CUSCUTACEAE						
Cuscuta foetida H.B.K.	Yodo	Whole plant, fresh	1. Oral 2. Topical	1., 2. 1 Tbsp boiled with 1 cup water. drink 1 cup per day or apply as poultice.	Goiter	ISA39
CUCURBITACEAE						
Citrullus lanatus (Thunberg) Matsumura & Nakai	Sandia	Bark, dried	Oral	Peel the Fruit take the pulp and blend. Drink cold, 1 glass fasting for 20 days.	Blood circulation, Refresh heart	GER234

Cucurbita maxina Duch.	Zapallo	Seeds, dried	Oral	Oral only in the morning with a glass of water. Take 10 Seeds the first day. Reduce amount by one Seeds each day until, on the 10th day. Take a break of one week before repeating process. Process may last 2 weeks to a month.	Heart disease	JULS272
Cucurbita moschata Duch.	Zapallo	Seeds, dried	Oral	Oral only in the morning with a glass of water. Take 10 Seeds the first day. Reduce amount by one Seeds each day until, on the 10th day. Take a break of one week before repeating process. Process may last 2 weeks to a month.	Heart disease	GER32
EUPHORBIACEAE						
Acalypha mandonii Muell.-Arg.	Chilca Dulce	Whole plant, fresh or dried	Oral	10g of the plant and 1l of water and boil for 3 to 5 minutes. Drink 3 times a day for 2 weeks.	Clean blood from toxins	RBU/PL294
Phyllanthus niruri L.	Chanca Piedra	Whole plant, fresh or dried	Oral	10g of the plant, Cola de Caballo, Llantén, Boldo, Flor de Overo, Caña-caña, Flor Blanca and Flor de Arena and 1l of water and boil for 3 to 5 minutes. Drink 3 times a day for 2 weeks.	Clean blood from toxins	JULS133
Phyllanthus stipulatus (Raf.) Webster	Chanca Piedra	Whole plant, fresh or dried	Oral	10g of the plant, Cola de Caballo, Llantén, Boldo, Flor de Overo, Caña-caña, Flor Blanca and Flor de Arena, and 1l of water and boil for 3 to 5 minutes. Drink 3 times a day for 2 weeks.	Clean blood from toxins	EHCHL167
Phyllanthus urinaria L.	Chanca Piedra	Whole plant, fresh or dried	Oral	10g of the plant, Cola de Caballo, Llantén, Boldo, Flor de Overo, Caña-caña, Flor Blanca and Flor de Arena. and 1l of water and boil for 3 to 5 minutes. Drink 3 times a day for 2 weeks.	Clean blood from toxins	GER152
FABACEAE						
Lathyrus odoratus L.	Tacon Blanco, Pensamiento Blanco	Flowers, Leaves and Stems, fresh or dried	Oral	5g per 1l, 3 min, combined with Toronjil, Pimpinela, Mejorana, and Cedron. Drink 1l per day or 3-4 cups a day for one month.	Heart	VFCHL43
Tamarindus indica L.	Tamarindo	Fruit pulp, fresh	Oral	Remove the pulp from 250g of plant material. Add this to 3 glasses of warm water. Blend the mixture. Drink the mixture cold while fasting. One glass in the morning Once a day for 30 days. Repeat as necessary.	Blood circulation, Heart disease	JULS252, GER219
Trifolium repens L.	Trebol, Trebol de agua	Flowers, Leaves and Stems, fresh or dried	Oral	1 Tbsp per 3l water. Can combine with Lancetilla, Colores. Can also sometimes combine with a little Zarzaparilla. Drink 1l daily, 1-2 months or take 1 Tbsp of the freshly chopped plant in the morning every day, 1 week.	Blood	ISA47, RBU/PL330, EHCHL30
GENTIANACEAE						
Gentianella dianthoides (H.B.K.) Fabris	Genciana, Egenciana, Amargon, Campanilla	Whole plant, fresh	Oral	Boil 10g Genciana with 1l water for 2 minutes. 1 time per day, take before eating, in the evening, every other day, for 1 week. Overdosing can cause miscarriage in pregnant women.	Blood, Blood irrigation, Blood problems	RBU/PL253, RBU/PL320, JULS56, TRUVan/Erica21, EHCHL136, EHCHL61
Gentianella graminea (H.B.K.) Fabris	Sumaran, Chinchimali, Corpushuay	Whole plant, fresh or dried	Oral	20g per 1l water. 1l daily, 1 week, best with food, because it has a bitter taste. Drink cool while the patient is fasting. Exceeding dosage can lead to blindness.	Blood, Allergies of the Blood, Blood purification, Blood detoxification	EHCHL22, RBU/PL285, VFCHL8, JULS148
GERANIACEAE						
Erodium cicutarium (L.) L'Herit.	Agujilla Blanca, Auguilla, Augilla	Whole plant, fresh	Oral	Boil 1 Tbsp Sap per 1l of water, mixed with Ambarindas, Hierba del Toro and Sanguinaria.r. 1l per day, 1-3 months.	High blood pressure, Low blood pressure	ISA110, ISA54
Pelargonium odoratisimum (L.) L'Herit.	Malva de Oro, Malva de Olor, Malva Olorosa	Whole plant, fresh or dried	Oral	5g per 1l boiling water. Drink 1l per day.	Heart, Blood	TRUVan/Erica14, TRUBH6, EHCHL89, JULS188

LAMIACEAE						
Lavandula angustifolia Miller	Alucema, Alhucema, Labanda	Flowers, Leaves, Stems and Seeds, dried	Oral	Do not use roots. Boil 1l of water, then add a total of 10g of Labanda, Romero, Claveles, Hinojo, Toronjil, Anjenjo, Manzanilla, and Pinpinela for 2 minutes. Patient should drink lukewarm solution. 1 cup 3 to 4 times a day for 1 month.	Heart	GER113, JULS177
Lepechinia meyenii (Walpers) Epling	Salvia, Salvia Real	Whole plant, fresh or dried	Oral	Boil 30g per 1l water. Take with meals, three times per day.	Heart	RBU/PL303, VFCHL17, ISA91
Melissa officinalis L.	Toronjil, Melissa	Whole plant, fresh or dried	Oral	20-30g per 1l water, 2 min, with Pimpinela, Cedron, Mejorana, Siempre Viva, flores de Amelas, Romero, Claveles, Congona, Manzanilla, Mejorana, Pimpinela, Naranja Flowers. Drink 4 cups per day, 1 month.	Heart, Tachycardia	JULS26, EHCHL2, RBU/PL260, VFCHL14
Minthostachys mollis Griesebach	Muña, Chancas de Comida	Leaves and Stems, fresh	Oral	2-10g per 1l of water, drink 1 cup 3-4 times per day, for 3-4 weeks. Patient should drink hot solution. Can also be eaten as a vegetable or in soup.	Heart	EHCHL84, JULS200
Ocimum basilicum L.	Albaca Mistura, Albaca Negra, Albaca, Albaca Morada, Albahaca (costa)	Whole plant, fresh	1., 3 2. Oral	1. Use 20g of herb mixed with Agua Florida, Eucalipto, Alcanfor, Molle, and cane alcohol, Agua del Susto, Flor de Retama, Hierba del Gallinazo. Mix with Ruda Hembra and Macho, Ajenjo, two peppers. Limpia, take it on Tuesday, Friday, and next Tuesday, 3 times. 2. 20g per 1l for 1-2 minutes combined with Tilo, Toronjil, Mejorana, Cedron. Three cups per day for 10 days, before dinner. 3. 100g per 1l for 5-8 minutes combined with Romero, Salvia Real, Yerba Santa, Malva, Olorosa. Bathe three days per week or every eight days.	Low blood pressure	JULS54, EHCHL48, VFCHL13, RBU/PL284, TRUVan/Erica8, GER191
Rosmarinus officinalis L.	Romero, Romero Castilla	Leaves, fresh or dried	Oral	5g with Eucaliptus, Cola de Caballo and Ruda in 1l boiling water. 2 cups per day for 2 days. Take 4 cups per day for 1 month.	Heart	RBU/PL329, ISA78, TRUBH11, EHCHL3, JULS27, VFCHL2, ISA105
LYTHRACEAE						
Cuphea strigulosa H.B.K.	Lancetilla, Gacetilla, Sanguinaria, Gansetilla, Hierba del Toro	Leaves and Stems, fresh	Oral	5-20g per 1l for 3 min, combine with Congona, Claveles, and Madre Selva, Ortiga, Moradilla, Contrahierba, Colores, Agujilla, Colcacur, Pie de Perro, Cola de Caballo, Verbena, Pimpinela, Flor Blanca, Grama Dulce, Esencia de Rosa and Cadillo. Drink 3-4 times per day, 1l daily, take 1 week - 3 months. Patient should drink solution before eating.	Heart	GER104, EHCHL35, VFCHL34, JULS33, ISA51, RBU/PL259, EHCHL43, JULS59, ISA53, GER147
MELASTOMATACEAE						
Brachyotum tyrianthium Macbride	Sarcilleja	Stems, fresh	Oral	5g per 1l water and boil 3-5 minutes. Drink, three times per day for three days.	Blood circulation	EHCHL55
MORACEAE						
Brosimum rubescens Taubert	Palo Sangre, Palo de la Sangre, Ablita	Wood and Bark, fresh or dried	Oral	Chop the small sticks and boil 1 Tbsp Ambarina with 1l water with 50g of Palo Sangre and 50g of Palo Huaco for 10 minutes. Drink 1l daily, 3 months or more.	Blood irrigation	JULS209, ISA49, EHCHL64, RBU/PL311, GER86, EHCHL62
OXALIDACEAE						
Oxalis bulbigera Knuth.	Trebol	Leaves and Stems, fresh	Oral	Boil water, then add 10g of Toronjil, Poleo, Manzanilla, Hinojo, Romero, and other herbs. Let mixture sit for 2-3 minutes. Patient should drink lukewarm solution. Drink a glass 3 to 4 times a day for a month.	Heart	JULS261
PASSIFLORACEAE						
Passiflora edulis Sims.	Maracuya	Flowers and Fruit pulp, fresh	Oral	Add water to the pulp. Drink or consume at all temperatures. Take 1 Fruit a day, as needed.	High blood pressure	JULS193
Passiflora ligularis Jus.	Hoja de Granadilla, Granadilla	Leaves and new Shoots, fresh	Oral	Combine 1l water with 10g of Granadilla. Add Boldo, Cola de Caballo, Chacur and Amor Seco. Boil the mixture for 3-5 minutes. Take 1 cup, 3-5 times a day for 1 month. Do not use if pregnant!	Blood circulation	EHCHL47, JULS163

PIPERACEAE						
Peperomia galioides H.B.K.	Congonilla	Leaves and Stems, fresh	Oral	5g per 1l, 1-2 min, combined with Malva Olorosa, Siempre Viva, Contrahierba, Toronjil. Put on the Mesa and later given to the patient. 1 Tsp, 3 times during the night fro prevention, or 2 cups daily for 3-4 days for treatment.	Heart	EHCHL95, VFCHL38, RBU/PL298
Peperomia inaequalifolia R. & P.	Congona, Kongona	Whole plant, fresh	Oral	Boil 5g per 1l. stronger with Congonilla, Torongil, Pimpinela, Mejorana, and Pensamiento.The Stems and Leaves are used predominantly. Drink 3 to 4 times per day for 1 to 2 months.	Heart	TRUBH12, JULS30, VFCHL39, EHCHL8, RBU/PL297, GER80
PLANTAGINACEAE						
Plantago major L.	Llantén	Leaves, fresh	Oral	Boil 20-30g per 1l, 3-5 min. mix with Ortiga, Berros, Lancetilla, Chanca Piedra, Flor Blanca. Drink 1 time per day for 3-8 days. Too much might harm vision.	Blood purification	VFCHL50, EHCHL11, TRUVan/Erica13
POLYGALACEAE						
Polygala paniculata L.	Canchalagua	Whole plant, fresh or dried	Oral	3-5g per 1l of water, 3 times per day, for one week.	Blood circulation	EHCHL59
RANUNCULACEAE						
Laccopetalum giganteum (Wedd.) Ulbrich	Huamanripa, Pacra, Flor de Guarmarya	Whole plant, fresh	Oral	Boil 10g of Huamanripa and 10g of Congona with 1/2 cup of water for 10 minutes. Patient should drink cold solution. 1/2 cup 1 time a day in the morning while fasting for 25 days.	Heart disease, Palpitation	VFCHL53, GER162, RBU/PL321, EHCHL42, JULS284,
ROSACEAE						
Fragaria vesca L.	Fresa	Leaves, fresh	Oral	Boil 1l of water, then add 10g of Fresa. Mix with 10g total of Hinojo, Manzanilla and Pimpinella. Let sit for 2-3 minutes. Drink warm, 1 cup 2-3 times a day for 1 month.	Heart disease	JULS158
Sanguisorba minor Scop.	Pimpinela, Flor de Overa	Whole plant, fresh	Oral	5g per 1l water, mix with Cadillo, Hierba del Apostema, Esencia de Rosa, Lancetilla, Toronjil, Congona, Clavela, Manzanilla, and Azares. Drink 3 times per day 6-12 months.	Heart, Blood	EHCHL117, JULS25, RBU/PL262, GER170, VFCHL20, TRUBH35, ISA 57,147(103a),
RUTACEAE						
Citrus limetta Riso	Lima	Fruit, fresh	Oral	Squeeze juice and remove the Seeds. 1 glass 2 times a day for 2 days.	Heart disease	JULS182, GER177
SALICACEAE						
Populus deltoides Bartram	Alamo	Leaves, fresh or dried	Oral	Boil 1l of water, with 10g of material. Add Manzanilla, Toronjil, Pimpinella, Hinojo, Chancas de comida and Cascara de Membrillo. Let mixture sit for 2-3 minutes. Drink warm, 1 cup, 3-4 times a day for 1 month.	Heart	JULS93
SMILACACEAE						
Smilax medica M.Martens & Galeotti	Zarzaparilla, Zarza Parilla	Stems, dried	Oral	In 1 cup of water boil 20g of Zarzaparrilla plus 20g of Congona, Chajur, Matico and Cola de caballo for 5 minutes. Drink in the morning while fasting. 1 cup 3 times a day for 1 month in the morning before breakfast. Repeat if necessary.	Heart	GER218, JULS273
SOLANACEAE						
Cestrum auriculatum L'Herit	Hierba Santa, Agrasejo	Leaves, fresh or dried	1.Topical 2. Oral	1. Boil 1 bundle (20g) Hierba Santa per 3l water. Combine with Quinual, Eucalipto, and Romero de Campo. Wash with herbs and bathwater or use for limpia. 3 times per month as needed. 2. 5g per 1l with Corpus Way, Carqueja, and Flor de Overo. Drink 1l per day	1, 2. High blood pressure, Cholesterol	JULS166, RBU/PL281, EHCHL172, ISA122, GER174, EHCHL102
Cestrum nocturnum L.	Flor de Azares	Flowers, fresh	Oral	Boil 1 Tbsp with 1l water and mix with Pimpinela and Cadillo. 1l per day, 1 month.	Heart	ISA142
VIOLACEAE						
Viola tricolor L.	Hierba del Tacón, Pensamiento	Whole plant, fresh or dried	Oral	Boil 1l water, then add 10g Pensamiento Amarillo, used with plants for the heart, including Toronjil. Drink 3 cups per day as needed.	Heart	JULS36, VFCHL19

Arnaldoa 18(2): 179 - 184, 2011 ISSN: 1815 - 8242

Airborne pollen grains in Ajlun, Northern Jordan

Granos de polen en suspensión en Ajlun, Norte de Jordania

Saleh Al-Quran

Department of Biology, Faculty of Science, Mutah University, Karak, JORDAN. *salquran@gmail.com*

Abstract

The related factors concern the dates of the appearance of pollen grains in the air, the duration of the presence of sporomorphs and the maximum concentrations in particular seasons were investigated. The aim of the study was to compare the airborne concentrations of allergenic pollen produced by three dominant early flowering tree taxa (*Cupressus*, *Pinus*,and *Olea*) in the three different sites (A: Ajlun city, C:Castle, D: Debbeen) of Ajlun during the years 2006–2007. Measurements were performed by the volumetric method. Pollen seasons were defined as the periods in which 95% of the total catch occurred. Significant differences in the pollen count of the examined taxa were observed between two seasons: the pollen count of *Cupressus* was higher in 2006 than in 2007, while for *Pinus* and *Olea* the opposite was the case. The highest concentration and annual pollen count of *Pinus, Cupressus*, and Olea were measured in Ajlun in both seasons, while the highest annual pollen counts of *Pinus* and *Olea* were noted in Ajlun site, where the annual pollen count of Olea in 2007 was four times higher than in 2006 and equaled 4,215 grains in m3 per 24 h. The longest pollen seasons were observed at low annual pollen counts for the pollen of *Cupressus*. Results of the study reveal significant differences between the seasons and the cities. The pollen counts of *Cupressus*, *Pinus* and *Olea* trees are determined by the weather, diversity of local flora and specific rhythm of pollination of particular taxa.

Key words: pollen grains, airborne pollen, Ajlun, Jordan

Resumen

Se investigó sobre los factores relacionados a la aparición de granos de polen en el aire, su tiempo de permanencia y las concentraciones máximas en estaciones particulares. El objetivo del estudio fue comparar las concentraciones del polen alergénico producido por tres taxones dominantes de árboles de floración temprana (*Cupressus, Pinus* y *Olea*) en tres sitios diferentes (A: Ciudad de Ajlun, C: Castle, D: Debbeen) de Ajlun, durante los años 2006-2007. Las mediciones se realizaron mediante el método volumétrico. Las temporadas de polen fueron definidas como los períodos en que se capturó el 95% del total producido. Diferencias significativas en el nivel de polen de los taxones examinados se observaron entre dos estaciones: la cantidad de polen de *Cupressus* fue mayor en 2006 que en 2007, mientras que para *Pinus* y *Olea* ocurrió lo contrario. La mayor concentración y cantidad de polen anual de *Pinus, Cupressus*, y *Olea* se midieron en Ajlun en ambas temporadas, mientras que los más altos conteos anuales de polen de *Pinus* y *Olea* se observaron en el sitio Ajlun, donde el nivel de polen de *Olea* anual en 2007 fue cuatro veces más que en 2006, equivalente a 4215 granos en un m3 por 24 h. En las temporadas más largas de polen se observaron conteos bajos para el polen de *Cupressus*. Los resultados del estudio revelan diferencias significativas entre las estaciones y las ciudades. Los recuentos de polen de los árboles de *Cupressus, Pinus* y *Olea* están determinadas por el clima, la diversidad de la flora y ritmo específico de la polinización de los taxones en particular.

Palabras clave: granos de polen, polen en el aire, Ajlun, Jordania

Introduction

Ajlun is chartacterized by woodland vegetation and located in the mountains of northern Jordan. It was investigated and quantitatively surveyed to determine the annual pollen counts and the different taxa constitueting the airborne pollen grains. The dominant trees are: Three Quercus tree species (*Quercus calliprinos* Webb, *Q. ithaburensis* Decne

L.), *Cupressus sempervirens* L. (cypress), *Olea europaea* L. (Olive tree) *Platanus orientalis* (Oriental Plane), *Pinus halepensis* (Halap Pine), *Prunus laurocerasus* (Cherry Laurel), *Rosa canina* (Wild Rose), *Populus* spp. (Poplar) and *Salix* sp. (Willow) and *Arbutus andrachne* (Strawberry Tree), *Rubus sanctus* are frequently seen in the springs' sides. While several shrubs (*Styrax officinalis* L., *Cistus creticus* L., *Cistus salviifolius* L., *Atriplex halimus* L., *Calycotome villosa*(Poir.)Link, *Retema raetam* L. and *Sarcopoterium spinosum* (L.) Spach., *Hypericum calysinum*, *P. pinaster*, *Antirrhinum majus* (Snapdragon), *Linaria genistifolia*, *Laurus nobilis* (Laurel), dominate the woody vegetation in the investigated area. Lower altitudes of south-west facing slopes mainly with *Cercis siliquastrum* (Judas Tree), *Juniperus* spp., *Ligustrum vulgare* (Ligustrum), *Morus alba* (White Mulberry) and *Nerium oleander* demonstrate generally the higher plant densities than the higher altitudes of north-east facing slopes (Al-Quran, 2004; Davis, 1969; Leuchner & Bohem, 1982; McDonald, 1980; Minero *et al.*, 1999; Speiksma & Nolard, 1991).

Jordan lies between longitudes 350 40' and 390 E and between latitudes 290 30' and 340 N with moist cold winters and dry hot summers. It is of great interest in vegetation ecology because it is the meeting place of the Mediterranean, Irano-turanian and Saharo-arabian regions and the Nubo-sindian region. For this reason there are conspicuous changes in the vegetation and in the composition of the flora over relatively short distances (within 30 km on the western slopes of the border mountains) related to the highly fluctuations in topographic factors (Al-Eisawi & Dajani, 1983; Al-Quran, 2004; Zohary, 1973).

The study area is located 10 km west of Ajlun city near Rabad castle within Ajlun mountains at an elevation from 1000-1400 m above the sea level. This area is dominated by Mediterranean habitat since it is influenced by the westerly fronts' currents associated with winter precipitation, so the cold snowy winter is the general climate. The mean annual precipitation is of 660 mm in winter while the spring months tend to be wetter with average precipitation about 200mm. The mean summer temperature is 240 C while from 2-60 C is the average winter temperature. Transpiration rates are 1300 mm/year. rocks with 6.5-7.0 PH, the soil texture ranges from loamy silt to silt clay to gravel clay.

This study needs to be framed fully in terms of the following concrete research questions: 1. What are the taxa that have the palynological importance value altered the Ajlun forest stand and species composition? 2.What is the tatal pollen count estimated from this rich area with pollen composition. 3. How does the vegetation density vary in relation to the Pollen types investigated? these three research questions are the vital ones to draw a clear image about the Airborne pollen of this investigated area of Ajlun subject of Oak forests in Jordan.

It is worthful to say that this survey of airborne pollen in Ajlun woodlands inform of concrete representaive data is very important and still be the comprehensive purpose of this study which might be helpful in characterizing the pollen types dominated within the investigated area for the benefits of human whose the center of the ecosystem. Ajlun area is very important from both agricultural and touristic viewpoints, so this promotes my curiosity to fulfill this study, but there is no possible to consider the quantification of human impact as from the aims of this study (Molina *et al.*, 2001; Moore & Web, 1978; Norris-Hill, 1999; Porsbjerg *et al.*, 2003).

The atmospheric pollen concentrations have been studied in several situations, including agricultural aspects, environmental importance and allergic diseases. These noticed phenomena have aroused a greater worldwide interest in knowing the pollen content of the atmosphere of different localities in aquatic habitats as well as in towns and cities. Knowledge of the local flora, native, endemic or introduced, enhances the probability of correctly identifying pollen grains which can affect human activities. There is an evidence all over the world that the prevalence of allergic diseases induced

by pollen has increased and depended on palynological back grounds. Many reasons are probably behind the increasing or decreasing of the number of pollen grains in the atmosphere especially the weather conditions such as temperature, rainfall and wind speed. The aim of this pollen airborne study (Mishra, 2002; Ribeiro *et al.*, 2003) is to present the results of two years (2006-2007) of continuous gravimetric sampling of airborne pollen in the Ajlun atmosphere, their percentage values, pollen season periods and pollen concentrations in relation to some climatic factors. Almost 55 % of the land of Ajlun is forest, 45% is shrubbery, cultivated meadowy and pasture. Species. In adition to natural vegetation of Ajlun, the following species are frequently seen in the parks, gardens and streets of the city: *Acacia* spp. (Wattle), *Acer* spp. (Maple), *Catalpa bignonoides* (Indian bean Tree), *Cedrus libani* (Cedar of Lebanon), *Cupressus sempervirens* (Italian Cypress), *Elaeagnus angustifolia* (Oleaster), *Fraxinus excelsior* (Common Ash), *Juglans regia* (Walnut), *Salix babylonica* (Chinese Weeping Willow).

Material and methods

In this study, counts of airborne pollen grains in three altitudinally different sites in Ajlun were investigated by using the volumetric Burkard traps. They were used in this study to collect the atmospheric pollen gains polluting the air. They were calibrated 10 1 of air per minute passed through the trap and it was checked weekly. They were fixed on the roof of the hilly place about 10 meters from the ground level of the neighboring regions at three sites: (1) Ajlun city:A (2) Rabad castle:C (3) Debbeen: D. These sites where the traps were fixed, are surrounded by many topographic counter heights. So the fixed position of he trap cannot be used as a factor affecting the natural results of pollen distribution and atmospheric pollen pollution. The total pollen counts were calculated, slides from strips of weekly ribbon were prepared for further investigation. It is possible recently after the technical progress to carry out now the atmospheric pollen counts which was not possible before thirty years ago. The data collected for the daily and monthly pollen counts have been expressed in terms of number of pollen grains per cubic meter of the air. The data collected were expressed in term of each year first as separately, then in terms of two years together to show if there is any annual variation to give more accuracy and credibility to the study (Banik & Chanda, 1992; Bosquet *et al.*, 1984; Davies *et al.*, 1963; Erdtman, 1960; Faegari &Iversen, 1975; Feinbrun *et al.*, 1959).

The identification and counting of pollen grains were determined at least up to family, genus and some to species levels. The numbers of pollen grains found in the cover-glass area (24 mm × 50 mm) were counted. The meteorological data for Ajlun were derived from the records of the Meteorological Department in Amman.

Results

A comparison of hazel pollen observed in the three sites of Ajlun over a period of two years has shown that in the season of 2006, the pollination of this taxon began the earliest in Ajlun city (A) site where the pollen count was the lowest. In Rabbad castle (C), the beginning of pollination was three weeks later than in Ajlun city and two weeks later than in Debbeen (D). The highest pollen count of *Cupressus* was found in Ajlun city in both observation seasons, and the peak of pollination in Ajlun city in 2006 coincided with that in Debbeen, but was two weeks earlier than in Ajlun city. The highest annual count of this pollen was measured in 2007 in Ajlun. In 2006, the Cupressus pollen count was generally lower than in 2007. In 2007, a high pollen count of over 50 grains in m3 per 24 h was noted in Rabbad castle site as early as the end of February (Grandjouan *et al.*, 2000; Green *et al.*, 2003; Halwagy *et al.*, 1984; Karim & Al-Qura'n, 1988; Latalowa *et al.*, 2002).

Table 1: Results of aerobiological study of tree pollen counts in the atmosphere of jordan cities.

Ajlun site		Ajlun city (A)		Rabbad castle (B)		Debbeen (D)	
		2006	2007	2006	2007	2006	2007
Cupressus	ps	22.03–27.05	18.03–21.05	01.03–21.05	27.2 -10.05	10.03–25.05	8.03–19.05
	n	834	723	465	387	541	229
	max	219	134	116	127	111	124
Pinus	ps	19.03–27.04	18.03–27.04	4.03–24.04	12.03–23.04	11.03–27.04	13.03–26.04
	tn	1372	4212	928	818	594	1082
	max	265	1140	195	159	108	224
Olea	ps	11.05–29.05	13.05–28.05	21.04–15.05	25.04–20.05	29.04–25.05	24.04–22.05
	tn	9854	13547	5338	12121	4626	8147
	max	3762	2164	1334	3210	1725	1375

ps – pollen season, tn – total number of pollen grains collected in the season, max – maximum number of pollen grains / 24 hours.

In the middle of march we noted in Rabbad castle another increase of the pollen count of hazel coincident with the pollination peak in Debbeen In the season of 2006, the beginning of *Pinus* pollination in Rabbad castle was one week earlier than in the other two cities. The highest count of cypress tree pollen of about 300 grains in m3 per 24 h was observed in Rabbad castle at the beginning of the third week of February. In the other cities the pollen count was lower, and the pollination peaks were by 4 -7 days later than in Rabbad castle. In the season of 2007, the Pine tree pollen count reached very high values in Ajlun city, rising in the middle of march to over 2,100 grains in m3 per 24 h, while in Debbeen, its highest value was 1,050 grains in m3 per 24 h, and the pollination peak was noted six days earlier than in Ajlun city. In Rabbad castle, the olive pollen count was very low with only a few grains in m3 per 24 h, and was observed in the period not coinciding with the time of pronounced pollination noted in the other two sites.

The highest annual pollen count of Olive measured in 2007 in Ajlun city was five times higher than in 2007. In Debbeen and Rabbad castle the annual pollen counts of this taxon were also higher in 2007. A long pollination period was observed for *Cupressus* in Rabbad castle, with low annual total counts of sporomorphs. For *Pinus*, a very short pollination period was noted in Ajlun city in 2007 (27 days). In the other sites during the two seasons studied, the duration of the pollination periods was comparable (over 50 days). The pollination period of birch trees was relatively short and of similar duration of over 20 days in the two seasons and in all the cities studied (Rodriguez *et al.*, 2000; Speiksma *et al.*, 1989).

The highest annual count of *Pinus* was measured in 2007 in Ajlun city. The course of pollination of pine trees was well pronounced and similar in both seasons in Rabbad castle and Debbeen. The beginning of pollination was observed at the same time in all the sites. In the season of 2006 the highest pine tree pollen count of over 2.008 grains in m3 per 24 h was observed in Rabbad castle. In this site the peak of pollination occurred a few days earlier than in the other two sites. In 2007 in Ajlun city, the olive tree pollen count reached over 4,800 grains in m3 per 24 h, which was the highest value in the cities studied during the whole time of observation. In Rabbad castle, the maximum pollen count was over 3,900 grains in m3 per 24 h, while in Debbeen over 3,000 grains in m3 per 24 h. In Rabbad castle the maximum value was noted one week earlier than in Ajlun city and Debbeen.

Discussion

The much higher pollen counts of *Olea* in Debbeen and Ajlun city in 2007 than in 2006 can be explained by the natural rhythm of pollination of these trees. *Olea* shows a two-year rhythm of more pronounced pollination. The results obtained may indicated the occurrence of the cross-reactivity between different

pollen grains especially of the period of the presence of airborne pollen grains mixture together during the period of pollination which may coincide with the pollen season of other trees. In Jordan some tree pollen rarely produces allergic reactions, despite its local high concentration. The differences noted in the character of pollination of the three trees studied indicate the significant difference for local observations to be carried out.

The results presented above testify to significant differences in the pollen counts of the three taxa studied between the sites in particular seasons and between the seasons. The concentration of pollen grains in the air over a site is determined by the individual rhythm of plant pollination, meteorological conditions, composition of local flora, geographic location and kind of urban structure (loose or compact housing, areas with many gardens or with scarce vegetation, industrial areas, agricultural areas or forests). The differences in the beginning of pollination of *Pinus* and *Cupressus* noted in 2006 are most probably due to the weather conditions which are known to affect their pollination, as indicated by Rabbad castle.

Conclusion

The pollen counts of the taxa studied differ in both seasons at the time of grain appearance in the air, the period of pollen grains presence in the air and the maximum values of pollen counts.

The differences in the time of the beginning of pollination were significant only in the season of 2000. In Rabbad site, the pollen of *Cupressus* appeared in the air 2–3 weeks earlier than in Ajlun city and Debbeen, and the pollen *Pinus* - one week earlier than in Ajlun city and Debbeen.

The highest pollen counts and annual total pollen counts of *Cupressus* were noted in Rabbad castle in both seasons, and those of *Pinus* and *Olea* in Ajlun city in 2007.

The differences in the pollen counts of particular taxa in the two seasons were also significant. The pollen count of *Cupressus* was higher in 2006 than in 2007, while for *Pinus* and *Olea* the opposite was the case. In 2006, the pollen count of *Cupressus* in all the sites was from 1.3–3 times higher than in 2007. The pollen count of *Pinus* in 2007 in Ajlun city and Debbeen was from 12–20 times higher than in 2006. The pollen count of *Olea* in Ajlun city and Rabbad castle was from 3–4 times higher in 2007 than in 2006.

In Rabbad castle in both seasons, the hazel and alder pollen counts were very low compared to those in Ajlun city and Debbeen. These differences may be due to a different composition of local flora and the influence of weather.

Literature cited

Al-Eisawi, D. & B. Dajani. 1983. Aerobiology: Pollen counts study in Jordan. Proc. XII Congr. Eur. Acad. Allergol. Clin. Immunol, Rome.

Al-Quran, S. 2004. Pollen morphology of Plantaginaceae in Jordan, Pak.J.Biol.Sci.,7(8):1586-1593.

Al-Quran, S. 2004. Pollen morphology of solanaceae in Jordan, Pak.J.Biol.Sci.,7(9):1586-1593.

Banik, S. & S. Chanda 1992. Airborne pollen survey of Central Calcutta, India in relation to college relation to allergy. Grana, 31: 72-75.

Bosquet, J. P.; Cour; B. Guerin & F. Michel. 1984. Allergy in the Mediterranean area. I. Pollen counts and pollinosis of Montpelier. Clin Allerg, 14: 249-258.

Davies, R.; M. Denny & L. Newton. 1963. A comparison between the summer and autumn air spores in London and Liverpole. Acta Allerg. 18;131-147.

Davis, R. 1969. Spore concentration in the atmosphere at Ahmadi, a new town in Kuwait. J.Gen.Microbiol. 55:425-432.

Erdtman, G. 1960. The acetolysis method, a revised description, Seven. Bot. Tidsker 54:561-564.

Faegari, K. & J. Iversen. 1975. Text book of pollen analysis, 3rd ed. Munksgard, Copenhagen.

Feinbrun, N.; T. Rahat & J. Tas. 1959. Further studies in atmospheric pollen in Jerusalem. Bull. Res. Counc. Israel 8D:31-40.

Grandjouan, G; P. Cour & R. Gros. 2000. Reliability of abundance ratios between aeropalynological taxa as indicators of the climate in France. Grana, 39: 182-193.

Green, B.; E. Panula; M. Dettmann; S. Rutherford & R. Simpson. 2003. Airborne *Pinus* pollen in the atmosphere of Brisbane, Austrialia and relationships with meteorological parameters. Aerobiologia, 19: 45-53.

Halwagy, M. & R. Halwagy. 1984. Seasonal distribution of pollen grains in the atmosphere of Kuwait. Pollen spores 26:201-216.

Karim, F. & S. Al-Qura'n. 1988. Wild flowers of Jordan, Yarmouk University Press. Irbid, Jordan.

Latalowa, M.; M. Miteus & A. Uruska. 2002. Seasonal variations in the atmospheric *Betula* pollen count in Gdarisk (Southern Baltic Coast) in relation to meteorological parameters. Aerobiologia, 18: 33-43.

Leuchner, R. & G. Bohem. 1982. Pollen and inorganic particles in the air of climatically very different places in Switzerland. Grana, 20: 161-167.

McDonald, M. 1980. Correlation of airborne grass pollen levels with meteorological data. Grana, 19: 53-56.

Minero, F.; J. Morales; C. Thomas & P. Candau. 1999. Relationship between air temperature and start of pollen emission in some arboreal taxa in South-western Spain. Grana, 38: 306- 310.

Mishra, R. 2002. Airborne pollen flora of Jabalur- the central India. Aerobiologia 18:73-81.

Molina, R.; I. Palacios; A. Rodriguez; J. T. Munoz & A. Corchero. 2001. Environmental factors affecting airborne pollen concentration in anemophilous species of *Plantago*. Ann Bot, 87: 1-8.

Moore, P. & J. A.Web. 1978. An illustrated guide to pollen analysis, Hodder and Stoughton, London.

Norris-Hill, J. 1999. The diurnal variation of Poaceae pollen concentrations in rural area. Grana, 38: 301-305.

Porsbjerg, C.; A. Rasmussen & V. Backer. 2003. Airborne pollen in Nuuk, Greenland, and the importance of meteorological parameters. Aerobiologia, 19: 29-37.

Ribeiro, H.; M. Cunha & I. Abreu I. 2003. Airborne pollen concentration in the region of Braga, Portugal, and its relationship with meteorological parameters. Aerobiologia, 19: 21-27.

Rodriguez, A.; I. Palacios; R. Molina; A. Corchero & I. T. Munoz. 2000. Dispersal of Amaranthaceae and Chenopodiaceae pollen in the atmosphere of Exramadura (SW Spain). Grana, 39: 56-62.

Speiksma, F.; G. Frenguelli; A. Nikkels; G. Minci-grucci; L. Smitvis; E. Bricci & W. Dankaart. 1989. Comparative study of airborne pollen concentrations in central Italy and the Netherlands, 1982-1985. Grana, 28: 25-36.

Speiksma, F. & N. Nolard. 1991. Fluctuations and trends in airborne concentrations of some abundant pollen types, monitored at Vienna, Leiden and Brussels. Grana, 30: 309-312.

Zohary, M. 1973. Geobotanical foundations of the middle east, Gustav Fisher Verlag. sttugart. pp 43-67

Arnaldoa 18(2): 185 - 192, 2011 ISSN: 1815 - 8242

Programa de forestación con *Polylepis tomentella* en las minas Arcata y Explorador en el Departamento de Arequipa

Afforestation program with *Polylepis tomentella* in Arcata and Explorer mines in Arequipa Departament

Marco Antonio Arribasplata Vargas
Asesor en el Área de Medio Ambiente, Minera La Arena, La Libertad, PERÚ. *marco22272@hotmail.com*

Federico Gonzales Veintimilla
Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional de Trujillo, La Libertad, PERÚ. *gonveinte@yahoo.com*

Jackson Ricardo Terán Iparraguirre
Universidad Nacional de Trujillo, La Libertad, Perú. *jrti_80@hotmail.com*

Resumen

La investigación tuvo por objetivo determinar el programa de forestación en las minas Arcata y Explorador en el Departamento de Arequipa sobre los 4500 m.s.n.m. con el forestal *Polylepis tomentella* Wedd. (= *Polylepis tarapacana*)"queñua". La muestra estuvo formada por 10 plantas, por tipo de cultivo (sustrato de suelo natural más abono de ovino y con bioabono). Se utilizó la propagación de "queñua" con biotecnologia en la Unidad Operativa Arcata. Los resultados se encontraron que las condiciones del agua usadas fueron adecuadas. Así mismo, se determinó que la especie *P. tomentella* presentó un crecimiento significativo en los en cultivo con bioabono; siendo el crecimiento promedio de 6,8 cm mensuales; así mismo, se determinó que las plántulas crecieron de 8,5 cm a 62,8 cm. En la comparación de los medios de cultivo se encontró que si existe una diferencia significativa ya que el "f" fue de 4,19 y el valor crítico de 3,43 siendo menor. Se concluyó, que en el programa de forestación en las minas Arcata y Explorador en el Departamento de Arequipa sobre los 4500 m.s.n.m. con el forestal *P. tomentella* es adecuado, a pesar del lento crecimiento de esta especie y las condiciones climáticas.

Palabras clave: Programa forestal, *Polylepis tomentella*, queñua, biotecnología, unidad operativa.

Abstract

The research aimed to determine the afforestation program in Explorer and Arcata mines in the department of Arequipa over 4 500 m.s.n.m. forest with *Polylepis tomentella* Wedd. *(=P. tarapacana)* "queñua". The sample consisted of 10 plants, by type of crop (more natural soil substrate sheep manure and biofertilizer). We used the spread of "queñua" with biotechnology in the Operational Unit Arcata. The results found that the water conditions used were adequate. It also found that the species *P. tomentella* presented a significant growth in biofertilizer in culture, being the average growth of 6,8 cm per month, and it was determined that the seedlings grew from 8,5 cm to 62,8 cm. In the comparison of culture media was found that if there is a significant difference because the "f" was 4,19 and the critical value of 3,43 being lower. It was concluded that the afforestation program in Arcata mine and explore in the department of Arequipa on the 4 500 m.s.n.m. forest with *P. tomentella* is adequate, despite the slow growth of this species and climatic conditions.

Key words: Forestry program, *Polylepis tomentella*, queñua, biotechnology, business unit.

introducción

Polylepis tomentella Wedd. "keñue o queñua", es una especie de planta con flor de la familia de las Rosaceae. Es endémica de Bolivia, Chile, Perú, Argentina. Está amenazada por pérdida de hábitat. Sus subpoblaciones están sometidas a intensa explotación, por ser buena leña, y planta medicinal; así sus comunidades sufren fuerte reducción, en cercanías de los poblados. Y existe presión en el uso del suelo del norte de Perú, pues, se concentra la minería de extensa e intensa ocupación de territorio con vegetación frágil.

El género *Polylepis* incluye alrededor de 20 especies restringidas a los bosques montanos y altoandinos de la cordillera de los Andes, distribuidas desde el norte de Venezuela hasta norte de Chile, y con una población extratropical en el noroeste y centro de Argentina (Simpson, 1979; Kessler, 1995). Se considera un género politópico, ya que presenta distribución en parches en microhábitats especializados. Con estudios preliminares en los anillos de crecimiento de *P. tomentella* en poblaciones del volcán Sajama en Bolivia, estimaron que puede alcanzar una longevidad de 230 años y crece sobre los nevados a altitudes de 5 100 m, convirtiéndose en la planta leñosa que habita a mayor altura a nivel mundial, lo cual es muy valioso para efectuar análisis dendroclimatológicos (Kessler, 1995).

Polylepis componente característico de las estepas alto andinas del Altiplano, (Serra *et al.*, 1986) ha sido definido como un grupo politópico, ya que presenta una distribución en parches, ubicándose en microhábitats especializados y que ha sufrido severas alteraciones antrópicas a lo largo del tiempo (Rojas *et al.*, 1997)

Ríos (1998) indica, que muestra crecimiento en condiciones de microhábitat con la mayor densidad de individuos de queñua encontrado en el sector Collahuasi (I región) ocupando terrenos con pendientes fuertes, con mayor pedregosidad. La pedregosidad es un factor muy relacionado a la ausencia o presencia de la especie.

En el siglo VI, en las minas del Sur Oeste, como en el Departamento de Puno y otras en el distrito de Vilavila, la mina que lleva el nombre también de Vilavila, para la extracción de la plata y el oro se utilizaron grandes cantidades de madera en los hornos para fundir dichos metales. Esto ha ocasionado que muchos bosques de *Polylepis sp* desaparezcan; en la actualidad, solo quedan vestigios de algunas plantas entre los peñascos y otro de los problemas como estos arbustos de *Polylepis sp* se repoblaban en las zonas con abundante *Stipa ichu*, los campesinos de las zonas para tener pasto fresco para sus ganado, incendiaban estas zonas cubiertas de arbustos y *Stipa ichu* desapareciendo estos arbustos, teniendo en cuenta dos factores que facilitaron su desaparición de estas zonas. En la actualidad, estas zonas con el apoyo del Ministerio de Agricultura se tiene un programa de reforestación, que está teniendo un gran impacto frente a las otras zonas donde no existe este tipo de arbusto que crece a alturas de 5000 msnm. No se tiene la especie de *Polylepis tomentella* en esta zona. Por eso que se ha interesado la Empresa Ares S.A. en tener en sus unidades operativas este arbusto, con la finalidad de darle un mayor valor económico social y cultural, a los pueblos que habitan en esta zona de sus mineras, para fomentar una serie de ventajas desde el punto de vista social, económico y cultural (Raiza, 2008).

Las ventajas de estos Bosques en dichas zonas generan microclimas, para los pobladores de dichas zonas, generación de pastos de mejor calidad que el *Stipa ichu*, ya que es el único sustento de los auquénidos que están en esta zona, donde no hay o es casi imposible la existencia de otros pastos por las condiciones climatológicas de estas zonas. Sirve para la generación de madera, para las herramientas de mano, que los campesinos utilizan y para las construcciones de sus casas; en la zona las casas son de piedra y barro las paredes y los techos utilizan maderas compradas y lo revisten con *Stipa ichu*.

También se usa como combustible para cocinar sus alimentos que es mucho mejor de la que utilizan los campesinos como la Tola, que es un arbusto pequeño y de muy mala calidad porque es muy fino y de inmediato se consume y tienen que utilizar muchos o cientos de kilos para cocer sus alimentos, esto genera, un mayor impacto en las zonas porque se van cortando dicho arbusto por las zonas que están repoblados (Raiza, 2008).

Otro de los servicios que prestan, es el ayudar a la nidación de aves y de otras especies ya que estas encuentran refugio de los depredadores en los arbustos; además sirven para realizar cercos vivos, controlar las corrientes de aire generando mejores microclimas; generan el hábitat de mayor diversidad de aves y otros animales. Al tener microclimas en estas zonas los pobladores pueden cambiar su dieta alimenticia por sembrar cultivos con mejor calidad de nutrientes, su ganado mejora la calidad de su carne, lo que supone un mayor ingreso económico y una mejor calidad de vida para los pobladores.

En estas zonas donde se encuentra la Compañía Minera Ares S.A., dicha mina, está a 5015 msnm; donde el *Stipa ichu* crece en forma esporádica y en forma aislada no se encuentra las gramíneas en forma continua, esto hace más difícil la existencia del ganado y otros animales en las pequeñas zonas donde hay agua solo crecen los juncos que sirven de alimento al ganado en las temporadas de las precipitaciones pluviales que son los meses de octubre a abril. Luego, se tiene épocas de estiaje que son muy fuertes, solo hay heladas y los cursos de agua están casi siempre congelados las temperaturas extremas están 10°c 15°c bajo cero (Raiza, 2008).

La compañía Minera Ares SA., cuenta con otras unidades operativas como Arcata y Explorador, estas unidades mineras están a 4600 msnm. En donde es más factible el crecimiento de dicho arbusto, por los ensayos que se han hecho en otras oportunidades. Por eso que la empresa ha tomado la decisión de realizar dicho trabajo bajo la dirección de un especialista en este tema. Este trabajo está fundamentado desde el año 2004, que se inició con las primera especie de *Polylepis tomentella* de sembrar en la unidad de Arcata, con buenos resultados.

La compañía minera Ares ha tomado la decisión de forestar sus unidades con 50,000 plántulas. La minería moderna ha aplicado una serie de técnicas de control de cuidado al medio ambiente para evitar todo tipo de contaminación al agua, aire y el suelo, flora y migración de la fauna a otras zonas, en sus actividades de exploración, explotación y extracción se han acogido al cumplimiento de las Legislación Vigente de las Normas y Reglamentos aplicados en todos los sectores gubernamentales, públicos y privados, con la finalidad de evitar todo tipo de cambios en la minería y cambios (contaminación) en el medio ambiente. Pero, la minería es compleja y diversa en la mayoría de los proyectos de explotación, y así, se tomen en cuenta las técnicas más modernas de ésta, siempre se van a tener cambios en la biodiversidad, como la generación de agua ácidas, la erosión de los suelos, y la falta de micro climas por la falta de los arboles, ya que la mayoría de las minas están en las zonas o altitudes que pasan los 4500 msnm, en donde es casi imposible la sobrevivencia de cualquier forestal, a excepción, de un forestal qué está en estado de extinción en otros países como Chile y Bolivia (Raiza, 2008).

Se han encontrado relictos de esta especie de *P. tomentella,* la migración de la fauna silvestre a otras zonas, y el gran impacto en la zona de operaciones por el cambio de relieve, iniciándose así, los impactos ambientales del resto de afluentes por donde discurren dichos cursos de agua donde se evacuan y por consiguiente, la desaparición de los recursos hidrobiológicos que existen en dicho cursos de agua, además, estas aguas ácidas se convierten en agua no aptas para todo tipo de vida. El objetivo de la investigación, fue generar microclimas en las zonas donde se encuentran concentradas las unidades mineras de Arcata y Explorador, mediante la reforestación con *Polylepis tomentella.*

Material y Métodos

La minera Arcata y Explorador están localizados a 14,5 km al noroeste de la Provincia de Caylloma, Región de Arequipa. Ubicada a 4 500 msnm, en las coordenadas 8°317,650 N y 192,548 E. Es accesible desde la ciudad de Lima hasta Arequipa, luego mediante una carretera afirmada que une la ciudad de Arequipa con el centro minero.

El material de estudio fue la *Polylepis tomentella* "queñua"; como el único forestal que crece y se desarrolla en estas condiciones extremas de factores abióticos en el mundo. El estudio se desarrollo de octubre del 2009 a octubre del 2010.

En las características físico-químicas del agua se determinó el pH, sólidos suspendidos totales y metales pesados; utilizando para la determinación del pH un pH-metro y los sólidos suspendidos totales y metales pesados se llevaron al laboratorio de la Unidades Mineras como Arcata y Explorador.

Para empezar la producción de "queñuas" en la Unidad Operacional (UO) Arcata, se tuvo que realizar la construcción de invernaderos, esto, con la finalidad de darle mejores condiciones para su rápido crecimiento y desarrollo. En campo, las evaluaciones se han realizado tomando al azar un promedio de 10 plantas, por tipo de

cultivo (sustrato de suelo natural más abono de ovino y con bioabono). Estos resultados se pudieron concretar en un tiempo de 6 meses. Mensualmente se determinó el crecimiento promedio en cm de 10 ejemplares de cada tipo de cultivo.

Se construyeron los invernaderos en la U.O. Arcata donde se empezó a dotarles de las factores adecuados para crecimiento rápido en base de factores abióticos (cambio de sustrato), generación de microclimas y fertilización con abonos orgánicos a base de algas en solución y biofertilisantes y control de enfermedades por insectos en base a sustancias jabonosas para evitar que los productos químicos retrasen su crecimiento, porque estas están hechas a base de productos fosforados.

Esta es la *P. tomentella,* cuyas plántulas se desarrollan, a partir de los meses de setiembre a enero. Son muy pequeñas cuando están en la base de los arboles, siempre y cuando haya bastante humedad. Este árbol tiene la capacidad de ser un gran fijador de humedad y de nutrientes. Estuvo disponible para realizar el trasplante a partir de los meses de febrero a abril, teniendo en su mayoría de 3 a 5 cm de longitud.

La información rrecolectada se analizó con el paquete Excel; para preséntarlo en tablas descriptivas. Para hacer la comparación de medias se utilizó el ANOVA.

Resultados

Calidad de agua usada

Los parámetros físico-químicos del agua usada estuvieron adecuados para el cultivo de la *P. tomentella*, de acuerdo a la ley general de aguas. El pH se encontró en un rango de 7,9 a 8,3; siendo un poco alcalino; los TSS, presentaron un rango mínimo de 5,9 a 10,2 mg/L. Mientras que los metales pesados, solo el fierro presentó un rango de 0,17 a 0,21mg/L (Tabla 1).

Crecimiento en invernaderos

En los invernaderos, las *P. tomentella* se demostró que dándoles todas las condiciones de nutrientes y climas estos pueden crecer hasta 67 cm de longitud. Pero, que para sacarlas a campo definitivo en estas condiciones se vuelven demasiado susceptibles y de inmediato se necrosan. Se desarrollan en condiciones en extremo difíciles para la vida: suelos pobres, clima frío,

Tabla 1. Resultados promedio de los análisis de los cuerpos de agua de las principales estaciones utilizada para el riego de *Polylepis tomentella* (= *P. tarapacana*), octubre del 2009 a marzo del 2010.

Unidad	Parámetro (mg/L)							CN
Estación*	pH	TSS	Pb	Cu	Zn	Fe	As	TOTAL
I	8,3	<10,2	<0,04	<0,02	0,06	<0,18	<0,02	<0,01
II	8,0	<13,2	<0,07	<0,02	0,06	<0,21	<0,01	<0,01
III	7,9	<12,6	<0,08	<0,02	0,03	<0,19	<0,01	<0,01
IV	7,9	<5,7	<0,07	<0,02	0,03	<0,17	<0,01	<0,02
V	8,3	<5,9	<0,07	<0,02	0,03	<0,18	<0,01	<0,02

Tabla 2. Evaluación de crecimiento mensual de "queñua" *Polylepis tomentella* (= *P. tarapacana*); con un sustrato de suelo natural más abono de ovino.

MES	Nº De Plantas										TP	CP
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10		
ABRIL	7.5	6	8.5	8.5	8.5	8.8	7.5	9	12	9	8,5	—
MAYO	11	10	12	11	11	12	11	13	17	12	12,0	3,4
JUNIO	13	11	13	14	13	15	15	15	19	15	14,3	2,3
JULIO	13	12	14	16	14	16	17	16	20	16	15,4	1,1
AGOSTO	13	12	14	16	14	16	17	16	20	16	15,4	0,0
SETIEM	15	15	18	17	16	19	21	17	22	17	17,7	2,3
OCTUB	23	19	21	22	20	26	23	20	26	19	21,9	4,2
NOVIEM	28	21	23	23	22	29	23	24	28	19	24,0	2,1
DICIEM	36	24	27	32	30	39	25	29	34	22	29,8	5,8
CPT												2,6

TP = Talla Promedio; CP = Crecimiento Promedio; CPT = Crecimiento Promedio Total

agua escasa, vientos huracanados, granizo y radiación solar intensa.

Se aplicó una fitohormona a plántulas de *P. tomentella*, luego se repicarón en bolsas con un sustrato de suelo natural más abono de ovino, y se colocó dentro del resto de plantas en la semana de abril. Esto, porque el resto de meses, estas plantas estuvieron en un vivero en el Departamento de Puno, y en abril recién se inició su traslado al proyecto de forestación Minas Arcata.

Se aprecia, que dichas plantas en los invernaderos tiene un crecimiento promedio mensual de 2,6 cm. Las plántulas están recién adaptándose a nuevas zonas de crecimiento y las condiciones de aclimatación son rigurosas. En promedio, dichas plántulas llegaron con un tamaño de 8,5 cm y crecieron hasta 29,8 cm de longitud (Tabla 2 y fig. 1).

En el primer tratamiento se usó un bioabono (*Ascoplyllum*), en base a algas marinas, este bioestimulante hizo que las plantas crecieran con mayor rapidez, pero, se volvieron muy sensibles a las plagas como el pulgón, se controló con un insecticida. El crecimiento promedio mensual fue de 6,8 cm. En promedio, dichas plántulas llegaron con un tamaño de 8,5 cm y crecieron hasta 62,8 cm de longitud (Tabla 3 y fig. 2).

Al comparar los dos tipos de cultivo, se encontró que el cultivo con bioabono fue mejor para el crecimiento de "queñua" *Polylepis tomentella* que el cultivo con un sustrato de suelo natural más abono de ovino; esto se muestra al comparar los crecimientos de las plántulas en ambos cultivos; donde el cultivo con un sustrato de suelo natural más abono de ovino llegó a una talla promedio de 29,8 y en el caso del cultivo con bioabono llegó a la talla de 62,9cm (Fig. 3).

El resultado del ANOVA (Análisis de varianza) indica el valor estadístico de la "F." En este caso, el valor de la "F" por las filas (crecimiento en cm) es 4,19. Para saber si estos resultados son significativos (o sea, si la probabilidad "P" tiene un valor menor a 0.05), el valor de la "F" observado necesita ser al menos 3,43 (o sea, el valor crítico de la F). Entonces, como el valor de "F" observado es de 4,19 y es mayor que el valor crítico de la F (3,43), estamos seguros que los resultados de nuestras pruebas son significativas. El valor de la "F" para las columnas (crecimiento en cm) es igual a 6,17. Esto es también significativo, porque el valor de "F" crítico es solamente 5,31. En otras palabras, existe una diferencia significativa en el crecimiento en cm entre el crecimiento con sustrato de suelo natural más abono de ovino y el crecimiento con bioabono. La probabilidad muestra, a qué nivel los resultados son estadísticamente significativos.

Discusión

Los parámetros físico-químicos del agua se encontraron entre los estándares contemplados por la Ley General de Agua (2003); indicando que ninguno de los parámetros pasa los límites máximos permisibles.

Polylepis presentó componente característico de las estepas alto- andinas del Altiplano (Serra *et al.*, 1986); ha sido definido como un grupo politópico, ya que

Tabla 3. Talla promedio y crecimiento promedio mensual de "queñua" *Polylepis tomentella* (=*P. tarapacana*); con bioabono (Ascoplyllum).

MES	Nº De Plantas										TP	CP
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10		
ABRIL	7.5	6	8,5	8,5	8,5	8,8	7,5	9	12	9	8,5	—
MAYO	11	10	12	11	11	12	11	13	17	12	12	3,47
JUNIO	13	11	13	14	13	15	15	15	19	15	14,3	2,3
JULIO	13	12	14	16	14	16	17	16	20	16	15,4	1,1
AGOSTO	13	12	14	16	14	16	17	16	20	16	15,4	0,0
SETIEM	19	20	21	22	24	24	21	24	22	25	22,2	6,8
OCTUB	23	24	25	27	30	26	23	32	26	33	26,9	4,7
NOVIEM	44	45	38	47	49	45	41	47	43	48	44,7	17,8
DICIEM	58	64	53	62	67	65	63	65	64	67	62,8	18,1
CPT												6,8

TP = Talla Promedio; CP = Crecimiento Promedio; CPT = Crecimiento Promedio Total

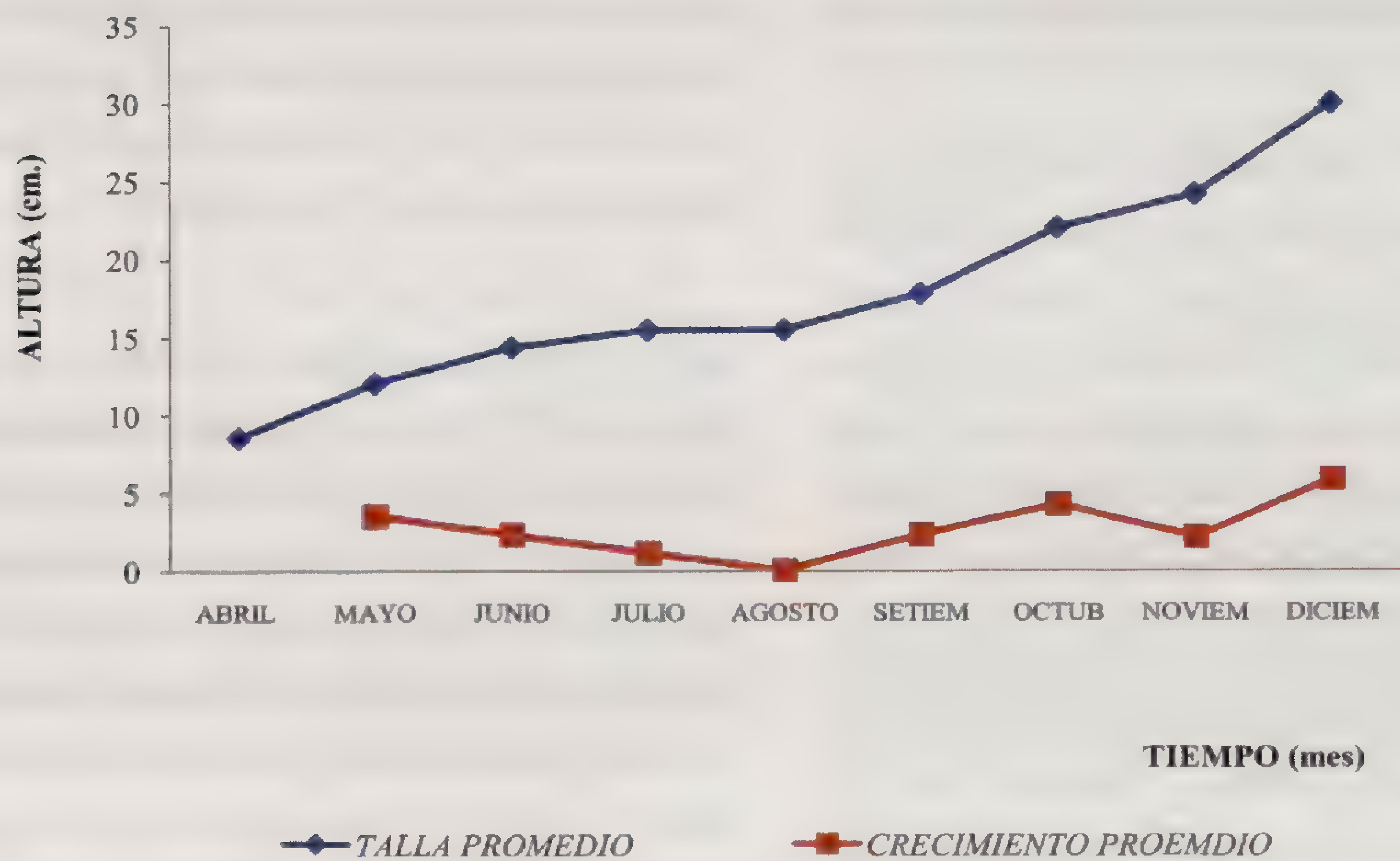


Fig. 1. Talla promedio y crecimiento promedio mensual de "queñua" *Polylepis tomentella*; con un sustrato de suelo natural más abono de ovino.



Fig. 2. Talla promedio y crecimiento promedio mensual de "queñua" *Polylepis tomentella;* con bioabono (*Ascoplyllum*).



Fig. 3. Comparación de crecimiento en Talla promedio mensual de "queñua" *Polylepis tomentella*; con A. sustrato de suelo natural más abono de ovino y B. bioabono (*Ascoplyllum*).

Tabla 4. Pruebas "f" para comparación entre el crecimiento con sustrato de suelo natural más abono de ovino y el crecimiento con bioabono.

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de Libertad	Promedio de los Cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Filas	2349,58	8	293,69	4,19	0,029	3,43
Columnas	221,90	1	221,90	6,17	0,112	5,31
Error	559,46	8	69,93			
Total	3130,95	17				

presenta una distribución en parches, ubicándose en microhábitats especializados y que ha sufrido severas alteraciones antrópicas a lo largo del tiempo (Killeen *et al.*, 1993); encontrándose que está de acuerdo a lo encontrado en la investigación donde se demuestra que es una especie ideal para zona alto-andinas.

Muestra decrecimiento en condiciones de microhábitat en la mayor densidad de individuos de queñua encontrado en el sector Collahuasi (I región) ocupando terrenos con pendientes fuertes, con mayor pedregosidad. De acuerdo a Ríos (1998), la pedregosidad es un factor muy relacionado a la ausencia o presencia de la especie.

El *Polylepis tomentella*, árbol nativo asociado a los volcanes de la vertiente oeste de la cordillera de los Andes, desde Puno y Tacna en el sur de Perú, a Potosí en el suroeste de Bolivia y en Chile adyacente (Kessler, 1995, Schmidt-Lebuhn *et al.*, 2006) donde habita en el piso altoandino de las provincias de Tarapacá (I Región) y del norte de Antofagasta (II Región) en laderas rocosas de la alta cordillera. Forma comunidades específicas denominadas "queñoales" (Teillier, 1999); esto concuerda con lo encontrado en la investigación donde esta especie se puede desarrollar en altitudes mayores a los 4 000 msnm.

El hacer las evaluaciones de mediciones de crecimiento y desarrollo, en octubre y noviembre, las plantas presentan un desarrollado significativo, dando lugar sólo a procesos fotosintéticos de elaboración de sabia para su sobrevivencia, es la posibilidad que se nota en dichas plantas, lo cual concuerda con lo expresado por Serra *et al.* (1986) y Kessler & Schmidt-Lebuhn, (2006) quienes manifiestan que el crecimiento de estos forestales como el *Polylepis tomentella* es muy lento, se ha podido comprobar, que en un mes crece ligeramente centímetros que no es fácil determinar, así, en un mes algunas de las plantas evaluadas se comprobó que habían crecido entre 2,6 a 6,8 cm y en algunos casos otras plantas no presentaron crecimiento manteniéndose igual. Esto, se evidenció después de nueve meses de estar en el invernadero.

Conclusiones

Se concluyó que en el programa de forestación en las minas Arcata y Explorador en el Departamento de Arequipa sobre los 4500 m.s.n.m. con el forestal *Polylepis tomentella* es adecuado, a pesar del lento crecimiento de esta especie y las condiciones climáticas.

Se aprecia que dichas plantas en los invernaderos crecen poco a pesar de tener las condiciones mínimas de clima cómo de luz, temperatura y agua, y poco de abono caso del ovino; siendo este crecimiento promedio de 2,6 cm por mes.

En el caso del cultivo en invernadero con bioabono, el crecimiento fue mayor; siendo este crecimiento promedio de 6,8 cm por mes; indicando que este método de cultivo es mejor.

En la prueba estadística ANOVA; se encontró, que si existe una diferencia significativa entre métodos de cultivo; debido a que el valor de "f" es mayor al valor crítico de "f".

Agradecimiento

Nuestra gratitud a las autoridades de la minera Arcata y Explorador de Arequipa, por su constante apoyo y facilidades para la realización de las expediciones botánicas.

Literatura citada

Kessler, M. 1995. The genus *Polylepis* (Rosaceae) in Bolivia. Candollea 50: 131-171.

Kessler, M. & A. Schmidt-Lebuhn. 2006. Taxonomical and distributional notes on *Polylepis* (Rosaceae). Organism, Diversity & Evolution 5. Electr. Suppl. 13 (2005) 1-10.

Killeen, T.; E. García & S. Beck. 1993. Árboles de Bolivia. Herbario Nacional de Bolivia y Missouri Botanical Garden. La Paz. Bolivia. 957 p.

Ley General de Aguas. 2003. [En línea]. Reglamento de los Títulos I, II Y III del Decreto Ley Nº 17752 "Ley General de Aguas" Decreto Supremo Nº 261-69-AP. [25 de mayo del 2010]. http://www.cepes.org.pe/legisla/aguas/reglamentos/ds-261-69-ap.htm.

Ley General del Ambiente. 2009. Ley Nº 28611. Presidente del Congreso de la República. Lima – Perú. 49pág.

Navarro, G. 1993. Vegetación de Bolivia: el Altiplano meridional. Rivasgodaya 7: 69-98.

Philippi, R. 1891. Viaje a la Provincia de Tarapacá. Anales del Museo Nacional de Historia Natural de Chile, Secc.2, 8: i-viii, 1-96, 2 lám.

Raiza. 2008. [En Línea]. La empresa minera ARES SAC, es titular de las concesiones mineras poli metálicas: concesión minera Arcata y Explorador, inscrito en el Instituto Nacional de Concesiones y Catastro Minero (INACC). [23 de junio del 2010]. http://raiza.obolog.com/compania-minera-ares-s-c-73928

Ríos, S. 1998. Estudio de la distribución y caracterización ecológica de las poblaciones locales de queñoa de altura (*Polylepis tarapacana* Phil.) en el sector de la provincia de Iquique. Tarapacá. Chile. Memoria Ing. Forestal. Universidad de Chile. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. 61 pp.

Rojas, P. 1997. Nuevas especies y nuevas combinaciones para la tribu Stipeae (Poaceae) en Bolivia. Gayana Botánica 54 (2): 163-182.

Serra, M.; R. Gajardo & A. Cabello. 1986. *Polylepis tarapacana* Phil "queñoa de altura". Especie Vulnerable. Programa de Protección y recuperación de la flora nativa de Chile. Ficha técnica de Especie Amenazada. CONAF, 21 pp.

Teillier, S. 1998. Flora y vegetación alto-andina del área de Collaguasi-Salar de Coposa, Andes del norte de Chile.

Teillier, S. 1999. Catálogo de las plantas vasculares del área altoandina de Salar de Coposa-cordón Collaguasi. Chile, Región de Tarapacá (I). Chloris Chilensis. Año 2. Nº 1.

PERFIL EDITORIAL

Arnaldoa es una publicación abierta a trabajos científicos originales y revisiones de botánica pura o aplicada en sus diversas áreas: Sistemática y taxonomía de plantas avasculares y vasculares, morfología, citología y genética, corología y ecología, etnobotánica, biología reproductiva, estructura y desarrollo, microbiología y parasitología, ficología, micología, zoología. Así mismo, se consideran trabajos en antropología, arqueología, geología y Misceláneas que incluyan obituarios de personalidades botánicas importantes, avances, notas científicas o noticias pertenecientes al museo de Historia Natural, entre otros.

La edición de los artículos se efectuará en 4 etapas:

1) evaluación de la calidad y presentación del manuscrito original a cargo del Comité Editorial Principal; los artículos que no se ajusten a las normas editoriales serán devueltos antes de evaluar su contenido.
2) evaluación del fondo o contenido del manuscrito a cargo de 2 árbitros anónimos no pertenecientes al equipo editorial; posteriormente, se informará al autor el resultado de la evaluación (aceptación, correcciones a introducir en el texto o su rechazo)
3) evaluación de la forma o corrección de estilos a cargo del comité de editores principales y asociados
4) revisión de las pruebas de imprenta a cargo del autor y comité editorial). Se recomienda a los autores poner énfasis en la redacción, sintaxis, ortografía, citas y referencias bibliográficas, nombre científicos y abreviaturas de los autores.

La extensión será de hasta 20 páginas impresas, incluidas figuras y tablas; la dirección de la revista considerará posibles excepciones.

PAUTAS DE ESTILO

1. Instrucciones generales

- Los manuscritos podrán ser escritos en lengua castellana, portuguesa o inglesa (consultar al comité sobre otras posibilidades) en letra Times New Roman a 12 puntos, doble espacio, con márgenes de 2,5 cm, en una sola cara de la hoja tamaño A4. Numerar páginas e ilustraciones.

-Se enviarán tres copias impresas de los originales a la redacción de la revista. En esta instancia, se incluirán sólo buenas copias de las ilustraciones (no los originales). Una vez aceptado el trabajo, debe ser enviado en un Cd.

-En la medida que sea posible, se ordenará el trabajo en: Introducción, Material y Métodos, Resultados, Discusión, Agradecimientos, Literatura citada.

2.Estilo

- Se alineará el texto a la izquierda, sin sangrías, centrados o justificados, evitando subrayados, cursivas, (excepto para los nombres científicos) y, en lo posible, llamadas a pie de página.
- Las palabras deberán ir separadas por un solo espacio.
- En caso de que hubiera tablas o cuadros, comenzarlos en páginas separada, con un corte de página. Se citarán las figuras y tablas en el texto (Fig.1).
- Los patronímicos (en autores, referencias bibliográficas, siglas, material estudiado) irán en minúsculas.
- Las citas en idiomas extranjeros y nombres vernáculos llevarán comillas.
- Los taxones genéricos e infragenéricos se escribirán en cursiva; las siglas serán citadas solamente la primera vez que se las menciona.

3.Primera página

- El título deberá ser breve y conciso, escrito con minúsculas y sin punto final. Si corresponde, entre paréntesis se incluirá el nombre de la Familia o División. Se sugerirá un título abreviado para la cabecita o titulillo.
- Se citará a continuación el o los autores e, inmediatamente por debajo, se indicará lugar de trabajo, dirección postal y electrónica.
- Se acompañará un resumen en castellano y otro en inglés (abstract), que no superen las 250 palabras, escritas en un párrafo independiente. Tanto el resumen y el abstract consisten en un único párrafo (sin puntos aparte). En ambos resúmenes se añadirán hasta 10 palabras clave complementarias del título.

4. Abreviaturas

- Los autores de los taxones deben ser abreviados de acuerdo con "Authors of Plant Names" (Brummit & Powell, 1992) o en la web:

  http://cms.huh.harvard.edu/databases/botanist_index.html

- Los libros se abrevian de acuerdo con "Taxonomic Literature", 2da Edición; las publicaciones periódicas según B-P-H ("Bo-tanico-Periodicum - Huntianum", 1969) y P-P-H/S ("Botanico-Peridicum-Huntianum/ Suplementum", 1991), ambas en la web:

http://cms.huh.harvard.edu/databases/publication_index.html

- Los herbarios se abrevian según "Index Herbariorum" (Holmgren *et al.*, 1990), 8va edición o en la web:

http://207.156.243.8/emu/ih/index.php y debe estar ordenados alfabéticamente.

- Las unidades de medida, los acrónimos y los puntos cardinales no llevarán punto.

5. Tratamientos taxonómicos

5.1. Las claves serán dicotómicas.

5.2. Descripción de especies nuevas:

Previa a la descripción, se colocará el nombre, en negrita y cursiva, seguido por el nombre o sigla del autor; a continuación se indicará el tipo de novedad que se propone (sp. nov., comb. nov., entre otras). Al final se deberá hacer referencia a la ilustración, si existiera (ver ejemplo). Luego, se comenzará indicando el material tipo, y entre paréntesis la sigla (o siglas) del herbario (s) donde se halla (n) depositado (s).

Ejemplo:

Larnax macrocalyx S. Leiva, E. Rodr. & Campos sp.nov. (Fig. 2)

TIPO: PERÚ. **Dpto. Cajamarca**. Prov. San Ignacio: Distrito Tabaconas, caserío La Bermeja, bosque de neblina La Bermeja, La Bermeja - Huaquillo, 1700-1940 m, 20-XI-1997, *E. Rodríguez & R. Cruz 2052* (Holótipo: HUT; Isótipos: AMAZ, CONN, CORD, F, HAO, HUT, M, MO, MOL, NY, USM).

A continuación, se comenzará en párrafo aparte, la diagnosis latina en cursiva o en idioma inglés.

En párrafo aparte, se escribirá la descripción detallada en idioma vernáculo, seguido en párrafos aparte: nombre vulgar, especimenes adicionales examinados, comparación con las especies afines, distribución y ecología, fenología, etimología, usos.

Nota: Los taxones nuevos para la ciencia deben estar ilustrados, sobre todo en lo que respecta a sus caracteres diagnósticos y en lo posible un mapa de distribución y claves taxonómicas.

5.3. Especies ya descritas:

Se consignará el nombre de la especie (en negrita y cursiva) seguido por el nombre o sigla del autor(es) y la cita bibliográfica; a continuación se colocará el basiónimo si correspondiera. Seguirán inmediatamente los datos del material TIPO, empleando signos de admiración si el material fue visto o revisado (Ej. NY !). Luego se citará la figura (Fig). En párrafo aparte se indicarán los sinónimos. Ejemplo:

Nasa carunculata (Urb. & Gilg) Weigend, comb. nov., Arnaldoa 5(2), 1998. Basiónimo: *Loasa carunculata* Urb. & Gilg, Nova Acta Caes. Leop. Carol. German. Nat. Cur. 76: 243-1900.

TIPO: PERU: [Prov. Desconocida] Lobb 358 (Holótipo: K!, fotografía F!, neg. nr. 495).

= *Loasa vestita* Killip, Journ. Wash. Acad. Science 19: 194, 1929. TIPO: PERU. **Dpto. Ayacucho**, Prov. Huanta, al Norte de Huanta, cerca de Huayllay, 3500-3600 m, Weberbauer 7591 (Holótipo: US!; Isótipos: K!, F!, NY!, BM! S!, MO!).

En párrafo aparte, se escribirá la descripción detallada en idioma vernáculo, seguido en párrafos aparte: nombre vulgar, especimenes adicionales examinados, comparación con las especies afines, distribución y ecología, fenología y usos. Etimología es solo para especies nuevas.

6. Especímenes adicionales examinados

- Si el material examinado es abundante, se citaran solamente los ejemplares más representativos (por su fenología, distribución, entre otros) en el texto.

- En el texto, los especimenes se citarán luego de la descripción, de acuerdo al siguiente orden: PAÍS (en mayúsculas). Departamento/ Estado (Dpto./Edo. en negrita), Provincia, localidad, altitud (m), fecha (el mes en números romanos: 10 - XII - 2013), colector y número de colección (en cursiva). Seguidamente se indicará entre paréntesis la sigla del o de los herbarios donde se hallan los ejemplares. Finalmente y entre comillas se anotaran las observaciones del colector. Se separarán los ejemplares contiguos mediante punto y guión. Las grandes unidades geográficas tales como continentes o subcontinentes serán separadas; dentro de ellas, los países se ordenarán de norte a sur y de oeste a este, constituyendo cada uno un párrafo independiente.

- Los Estados, Departamentos y Provincias de un mismo país se ordenarán alfabéticamente y se agruparán en párrafos. Ejemplo:

PERÚ. **Dpto. Amazonas**, Prov. Chachapoyas: Leymebamba, alrededores de Laguna de los Cóndores, 2500-2700 m, 16-VIII-1998, V. Quipuscoa *et al. 1241* "abundante", (CONN, CORD, F, HAO, HUT, MO).

7. Literatura citada

- Se incluirán sólo las publicaciones de los trabajos mencionados en el texto.

- Los autores se escribirán en negrita y se ordenarán alfabéticamente; si existieran varios trabajos del mismo autor, se citarán en orden cronológico, adjuntando las letras a, b, c, cuando corresponda.

- Si el número de autores es mayor de dos, agregar *et al.*, al primero de ellos cuando sean citados en el texto; sin embargo, todos los autores deberán figurar en la bibliografía general.

- Las citas en el texto se efectuarán según los siguientes modelos: Weigend (1998); según Weigend (1998); Weigend (1998:162); (Weigend, 1998); Weigend (1998, 2002); Weigend & Rodríguez (2002); Weigend & Rodríguez (2002: 07); (Weigend & Rodríguez, 2002); Weigend *et al.*, 1998; (Weigend *et al.*, 1998) cuando son 3 o más autores.

Ejemplos:

D'Arcy, W. G. 1986. The genera of solanaceae and their types. Solanaceae Newsletter 2(4): 10-33.

Hunziker, A. T. 1979. Estudio sobre Solanaceae: A synoptic survey, pages: 49-85. *in* J. C. Hawkes, R. L. Lester & A. D. Skelding, editors. Solanaceae Biology and Taxonomy Academic London Press. London.

Mione, T. & F. G. Coe. 1992. Two new combina-tions in peruvian Jaltomata (Solanaceae). Novon 2: 383-384.

Weigend, M. & E. Rodriguez. 1998. Una nueva especie de *Mentzelia* (Loasaceae) procedente del Valle Marañón en el Norte del Perú. Arnaldoa 5(1): 51-56.

8. Ilustraciones

- Las fotografías, dibujos, mapas, gráficos, entre otros, individuales o agrupados se tratarán como figuras (abreviatura: Fig.).
- Irán en negrita y se enumerarán consecutivamente con números arábigos, siguiendo el orden con que aparecen en el texto. Cada uno de los elementos será identificado con letras mayúsculas de izquierda a derecha y de arriba hacia abajo; seleccionar el tamaño de las letras de modo que, reducidas al formato (caja) de la revista, midan 3mm.
- Las dimensiones se indicarán mediante escalas; se recomienda que todas las escalas de una ilustración se ubiquen en la misma posición preferentemente a la derecha (vertical u horizontal).
- Todas las ilustraciones deben ser de calidad; las fotografías deben ser a color o en blanco y negro, en papel liso (brillante) o digitalizados en alta resolución (mayor a 300 dpi o ppp, archivos TIF o JPG), y buen contraste; si varias fotografías componen una figura, se las separará mediante un filete blanco que, reducido al tamaño de la caja, no supere de 1mm de ancho.
- Presentar dibujos y mapas en tinta china o impresos en láser; los mapas tendrán el norte (N) hacia arriba, con al menos dos marcas de latitud y de longitud y una escala en kilómetros. Se recomienda especialmente para trabajos anatómicos y morfológicos evitar repetir dibujos de cortes con micrografías; sólo en casos conflictivos podrá existir esta doble documentación. Así mismo, los esquemas diagramáticos deberán respetar estrictamente el plano del corte.
- No se deberá reunir en una misma figura fotografías y dibujos.
- El tamaño máximo de las ilustraciones (incluidas las leyendas) es el del formato del texto (caja), o sea 20cm, (alto) x 14cm (ancho); de ser mayores, para reducirlas, se deberá respetar la misma proporción.
- También se aceptan medias láminas transversales y/o verticales, las que deberán respetar el ancho del formato (caja). Indicar las medidas mediante escalas.
- Las leyendas de las ilustraciones se anotarán en hoja aparte, indicando el nombre del material ilustrado y su número de referencia.
- Las figuras deberán ser montadas sobre cartón (apenas adheridas, para que puedan despegarse) y protegidas con papel transparente; en el dorso del soporte deberán anotarse el número de la figura, el nombre del autor y el título abreviado del trabajo.
- Las ilustraciones originales deberán ser enviadas junto con la versión definitiva del manuscrito.

Énfasis en las tablas, cuadros, los mismos que debe ser realizados en Excel o afines.

9. Separados

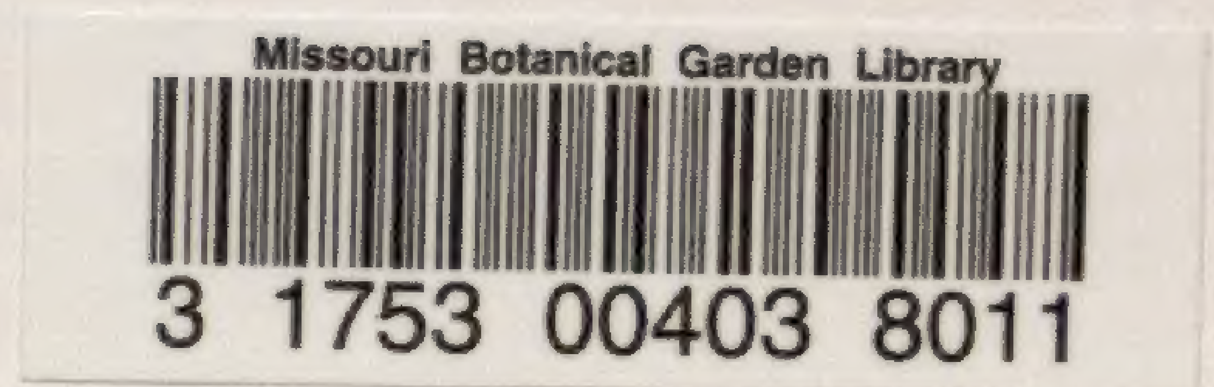
Cada autor recibirá el pdf; además, podrá solicitar a su cargo un número adicional, en el formulario impreso que se le hará llegar junto con la aceptación del trabajo.

Dirigir correspondencia a:

Director
Revista ***ARNALDOA***
Museo de Historia Natural
Universidad Privada Antenor Orrego
Casilla Postal 1075
Av. América Sur N° 3145
Urb. Monserrate, Trujillo PERÚ
Telf. +51(044) /604432
email: museo@upao.edu.pe

La Revista ***ARNALDOA*** correspondiente al segundo semestre del año 2011, se terminó de imprimir el mes de Diciembre del 2012 en los talleres gráficos de Inversiones Gráfica G & M. S.A.C., Calle San Martín 672-674, Trujillo Perú. Teléfono 044-223347

littonseo4@hotmail.com



167 Mending the heart. Plants used in Peruvian ethnomedicine for heart disease, blood pressure irregularities and cholesterol control / *Remendando el corazón. Las plantas utilizadas en la etnomedicina peruana para las enfermedades del corazón, las irregularidades de la presión arterial y el colesterol*

RAINER W. BUSSMANN & ASHLEY GLENN

179 Airborne Pollen Grains *in* Ajlun, Northern Jordan / *Los granos de polen en suspensión en Ajlun, Norte de Jordania*

SALEH AL-QURAN

185 Programa de forestación con *Polylepis tomentella* en las minas Arcata y Explorador en el Departamento de Arequipa / *Afforestation program with Polylepis tomentella in Arcata and Explorer mines in Arequipa Department*

MARCO ANTONIO ARRIBASPLATA VARGAS, FEDERICO GONZALES VEINTIMILLA & JACKSON RICARDO TERÁN IPARRAGUIRRE

Revista del Museo de Historia Natural
ARNALDOA
UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO
Volumen 18 (2)
Julio- Diciembre 2011

Contenido / Contents

Pág. ARTICULOS ORIGINALES

105 Conservación *in situ on farm-ex situ* de *Solanum tuberosum* L. grupo Phureja en la cuenca del Llaucano y áreas adyacentes / *Conservation in situ on farm-ex situ of* Solanum tuberosum *L. Phureja group in the Llaucano basin and adjacent areas*

JUAN F. SEMINARIO CUNYA & LUISA ZARPÁN ARIAS

117 Sobrevivencia y crecimiento inicial de especies vegetales en el Jardín Botánico de la Quinta El Padmi, Zamora Chinchipe / *Survival and early growth of plants in the El Padmi Botanical Garden, Zamora Chinchipe*

ZHOFRE AGUIRRE MENDOZA & NÉSTOR LEÓN ABAD

125 Novedades sobre la vegetación del Departamento de Arequipa (Perú) / *Novelties in the vegetation of the Arequipa Department (Peru)*

ANTONIO GALÁN DE MERA, ELIANA LINARES PEREA, JOSÉ CAMPOS DE LA CRUZ, CARLOS TRUJILLO VERA, FRANCISCO VILLASANTE BENAVIDES & JOSÉ ALFREDO VICENTE ORELLANA

145 Efecto del estrés hídrico inducido por manitol en el contenido relativo de agua en *Physalis peruviana* L. / *Effect of mannitol-induced water stress on relative water content in* Physalis peruviana L.

JAIME G. ESPINOZA CARBAJAL, ROBERTO C. GUILLÉN VALDIVIEZO & JORGE E. CASTRO SILUPÚ

151 Efecto del ácido indolacético (AIA) en el desarrollo *in vitro* de segmentos nodales de *Caesalpinia spinosa* (Mol.) Kuntze "tara" / *Effect of indole acetic acid (IAA) in the development of in vitro nodal segments of* Caesalpinia spinosa *(Mol) Kuntze "tara"*

LUIS COLLANTES MEDINA, JUDITH ALCALDE MOSQUEIRA, JULIO CHICO RUIZ

159 Capacidad bioacumuladora de *Helianthus annuus* L. "girasol" sometidos a diferentes concentraciones de plomo / *Bioaccumulative capacity of* Helianthus annuus L. *"sunflower" subjected to different concentrations of lead*

LIZ GARCÍA ZARE, GLAUCO VALDIVIESO ARENAS, LENIN PABLO RAMIREZ, JONATAN GARCÍA ZARE & JULIO CHICO RUÍZ

Continúa en el interior de la cubierta / Continued on inside back cover